



UNIVERSIDADE DE LISBOA  
Faculdade de Medicina Veterinária

IMOBILIZAÇÃO QUÍMICA EM UNGULADOS SELVAGENS

ELISABETE BELO CHAMBEL GONÇALVES

DISSERTAÇÃO DE MESTRADO INTEGRADO EM MEDICINA VETERINÁRIA

CONSTITUIÇÃO DO JÚRI

Doutor José Manuel Chéu Limão Oliveira

Doutora. Anabela de Sousa Santos da  
Silva Moreira

Dr. João Simões de Almeida

ORIENTADOR

Dr. João Simões de Almeida

CO-ORIENTADOR

Doutor Luis Miguel Alves Carreira

2014

LISBOA

---

## **Agradecimentos**

Ao meu orientador João Simões de Almeida, por todo o conhecimento e ambição que me transmitiu. A toda a equipa do “Badoca Safari Park”, que tão bem me acolheu, especialmente aos tratadores: Helder Nunes, Marcos Sousa, Ricardo Cid, Rui Ataíde, Sylvie Veninga e Tiago Nabiço. Assim como à Liliana Gomes e ao Pedro Marcão.

Ao professor Telmo Nunes, pela paciência e ajuda com a estatística desta dissertação.

À minha família, que contribuiu na educação do meu amor por todos os animais. Um especial agradecimento aos meus pais, sem os quais nada disto teria sido possível, e à minha irmã pelo constante apoio e amizade.

Aos meus amigos de faculdade e fora dela: à Bolha, por permanecer; e aos VUIAEs, por tudo o que viveram comigo durante estes seis anos de vida universitária. Ao André Barbosa, e à Catarina Krug, por ser a minha companheira das horas difíceis.

A todos os animais que cruzaram o caminho da minha vida e que deixaram umas pedrinhas para o fazer maior. Em especial à Carriça, a minha primeira paixão canina, e ao meu cão, Barri, por todas as alegrias.

A mim mesma, pelo sonho.

# IMOBILIZAÇÃO QUÍMICA EM UNGULADOS SELVAGENS

## Resumo

Na medicina da vida animal selvagem, a contenção (física e/ou química) do animal é a base de qualquer intervenção clínica. A imobilização química, que pode ser considerada uma anestesia praticada em condições extremas, tem vindo a tornar-se numa área cada vez mais especializada, com a utilização de fármacos mais potentes, permitindo o alcance de bons planos anestésicos, utilizando apenas o volume contido num dardo.

A imobilização química de mamíferos ungulados era, até ao aparecimento de fármacos opióides potentes, uma área com grandes níveis de insucesso apresentando elevadas taxas de mortalidade. No entanto, tais opióides não se encontram facilmente disponíveis na Europa e é necessário procurar protocolos anestésicos alternativos mais acessíveis e que apresentem, igualmente, bons resultados.

O protocolo anestésico em estudo ("MBKeta") foi desenvolvido pelo veterinário Dr. João Simões de Almeida e é formulado a partir de 1,5 mg de Quetamina, 0,05 mg de Medetomidina e 0,05 mg de Butorfanol por kg de peso vivo. Os resultados mostram bons tempos médios de indução com dosagem adequada ao peso do animal (cinco minutos e meio) e bons tempos médios de recuperação após a administração do antídoto (três minutos e meio). Também o estabelecimento de planos anestésicos estáveis sugerem este protocolo como uma boa aposta na imobilização de ungulados de pequeno e médio porte.

**Palavras- chave:** Imobilização; ungulados; protocolos; anestesia; selvagens

# CHEMICAL IMMOBILIZATION OF WILD UNGULATES

## Abstract

In wildlife medicine, physical and/or chemical restraint of the animal is the basis of any clinical intervention. Chemical immobilization, which can be considered an anesthesia practiced in extreme conditions (hardcore anesthesia), has become an increasingly specialized area, with the use of more powerful drugs, enabling the achievement of better stages of anesthesia, by using only the dart's volume.

The chemical immobilization of mammal ungulates was an unsuccessful area with high mortality rates until the onset of potent opioid drugs. Nevertheless, these drugs are not readily available in Europe and it is necessary to seek for alternate anesthetic protocols, with an easier access and equally showing good results.

The current protocol study (MBKeta) was developed by the veterinarian João Simões de Almeida and is formulated by 1,5 mg Ketamine, 0,05 mg Medetomidine and 0,05 mg Butorphanol per kg of body weight. It resulted in good average induction time with an adequate dosage (five and a half minutes) and good average recovery time after the antidote administration (three and a half minutes). The stable anesthetic stages also contribute to indicate this protocol as good option for the immobilization of small and medium sized ungulates.

**Keywords:** immobilization; ungulates; protocols; anesthesia; wild

## ÍNDICE GERAL

Agradecimentos.....	1
Resumo .....	ii
Abstract .....	iii
ÍNDICE GERAL .....	iv
Índice de Tabelas .....	vii
Lista de Abreviaturas e Siglas.....	vii
I. INTRODUÇÃO E DESCRIÇÃO DAS ACTIVIDADES DE ESTÁGIO .....	1
II. REVISÃO BIBLIOGRÁFICA.....	7
1. Anestesiologia.....	7
2. Exigência do uso de anestesia para procedimentos em animais selvagens .....	10
2.1. Ungulados .....	12
3. Preparação de uma operação de captura .....	12
3.1. Técnicas de imobilização de ungulados selvagens .....	12
3.2. Material de administração anestésica .....	13
3.2.1. Seringa extensível ("Pole syringe").....	14
3.2.2. Sistemas de injeção remota .....	14
3.2.1. Noções rudimentares de balística.....	14
3.2.2. Projéteis (dardos).....	15
3.2.3. Equipamento de projeção de dardos (arma veterinária) .....	18
3.3. Causas de insucesso da operação .....	19
4. Fatores a considerar na Captura por Imobilização Química .....	20
4.1. O Animal.....	20
4.2. O Ambiente.....	20
4.3. Agente anestésico .....	21
4.4. Via de administração .....	21
4.5. Etapas na operação de captura .....	22
4.5.1. Aproximação e disparo .....	22
4.5.2. Fase de indução.....	23
4.5.3. Maneio do animal imobilizado .....	24
4.5.4. Monitorização anestésica.....	24
4.5.5. Reversão anestésica e libertação.....	27
5. Farmacologia aplicada à imobilização química de ungulados.....	28
5.1. A escolha do fármaco .....	28
5.2. Classificação de fármacos aplicados à captura de ungulados .....	31
5.2.1. Agentes primários de imobilização .....	31
5.2.1.1. Ciclohexilaminas.....	32
5.2.1.2. Opióides .....	34
5.2.2. Sedativos .....	37
5.2.2.1. Benzodiazepinas .....	37
5.2.2.2. Alfa-2-agonistas.....	38
5.2.3. Tranquilizantes .....	39
5.2.3.1. Fenotiazínicos .....	39
5.2.3.2. Butirofenonas .....	40
5.2.3.3. Tranquilizantes de longa ação .....	41
5.2.4. Bloqueadores Neuromusculares.....	43

5.2.4.1. Bloqueadores musculares não despolarizantes.....	43
5.2.4.2. Bloqueadores neuromusculares despolarizantes.....	44
5.3. Protocolos anestésicos comuns na imobilização de ungulados selvagens .....	45
5.3.1. Protocolos baseados em xilazina .....	45
5.3.2. Protocolos baseados em opióides .....	46
5.3.3. Protocolos baseados em quetamina.....	47
6. Causas de morte e métodos de prevenção .....	47
6.1. Trauma .....	49
6.2. Falência respiratória .....	49
6.3. Hipertermia e hipotermia.....	50
6.4. Miopatia de Captura.....	51
6.5. Timpanismo .....	55
6.6. Aspiração.....	55
6.7. Stress .....	56
6.8. Choque .....	60
6.9. Má adaptação .....	61
III. COMPONENTE PRÁTICA.....	62
1. Introdução .....	62
2. Material e Métodos.....	63
2.1. Animais.....	63
2.2. Fármacos.....	63
2.2.1. O Protocolo “Mbketa” .....	63
2.2.2. Outros fármacos .....	64
2.3. Variáveis e sua caracterização .....	65
2.3.1. Tempos anestésicos.....	65
2.3.2. Parâmetros de monitorização anestésica .....	65
2.4. Material e procedimento de captura .....	66
2.5. Análise de dados .....	67
3. Resultados .....	68
4. Discussão.....	72
4.1. Discussão de casos interespecífica .....	72
4.2. Discussão dos tempos anestésicos .....	75
4.3. Discussão dos parâmetros de monitorização.....	77
4.4. Considerações finais sobre o protocolo “MBKeta” .....	79
5. Conclusão .....	82
IV. BIBLIOGRAFIA.....	83
ANEXO I – Comunicação “Aleitamento artificial de Sitatunga orfão” .....	89
ANEXO II - Ficha de Recolha de dados.....	90
ANEXO III –Tabela de dados epidemiológicos e anestésicos do estudo.....	91
ANEXO IV – Tabela de parâmetros de monitorização anestésica do estudo. ....	92
ANEXO V – Descrição dos procedimentos de imobilização química.....	93

## Índice de Figuras

Figura 1 - Percentagens de intervenções nas diferentes áreas de patologia médica. ....	3
Figura 2 - Percentagens de intervenções nas diferentes áreas de patologia cirúrgica. ....	4
Figura 3 - Distribuição do número de diferentes intervenções clínicas em cada área do parque.....	4
Figura 4 - Frequências relativas (%) de anestésias, segundo os diferentes objetivos. ....	5
Figura 5 - Distribuição, por famílias, do número de animais submetidos a imobilização química. ....	6
Figura 6 - Sinais e Planos de anestesia (UTDallas, 2013). ....	9
Figura 7 - Projecção de dardo sobre um búfalo africano, no Badoca Safari Parque. Na fotografia encontra-se assinalado o dardo, momentos antes de atingir o alvo. (Fotografia por Tiago Nabicho, 2013).....	14
Figura 8 – Esquema de um dardo anestésico de pressurização, adaptado de Dan-Inejct (2013). (Pela posição do êmbolo pode-se verificar que a câmara do fármaco se encontra fechada/ seringa após injeção). ....	15
Figura 9 - Uma seleção de agulhas baseada no sistema <i>Palmer Cap-Chur</i> , com diferentes formas de agulhas e colares ou farpas (Kock, Jessup & Burrouhgs, 2012). ....	16
Figura 10 - Diferentes estabilizadores, disponíveis em material têxtil e plástico. A Simon tailpiece já não se encontra disponível (Kock, Jessup & Burrouhgs, 2012). ....	17
Figura 11 - Estabilizador de substituição da Simon tailpiece fabricado pela Joubert Capture Equipment (Kock, Jessup & Burrouhgs, 2012). ....	17
Figura 12 - Estabilizador Pneu-Dart: compacto e integrado no dardo (Kock, Jessup & Burrouhgs, 2012). ....	17
Figura 13 - Estádios de indução ilustrados desde o disparo do dardo ao animal em decúbito, característicos da indução por opióides (Atckinson, Kock & Meltzer, 2012). ....	23
Figura 14 - Monitorização cardíaca em imobilização química com etorfina de sitatunga ( <i>Tragelaphus speki</i> ), no Badoca. (Fotografia original) ....	24
Figura 15 – Ilustração dos estádios de recuperação após a injeção do agente responsável pela reversão anestésica até ao momento em que o animal se encontra em estação e totalmente desperto (Atckinson, Kock & Meltzer, 2012). ....	28
Figura 16 - Gráfico ilustrativo da percentagem de resposta (efectiva ou letal) a uma dose ou concentração de um fármaco. (Burroughs, Meltzer & Merkel, 2012). ....	29
Figura 17 - Oxigenoterapia durante imobilização química de búfalo africano, no Badoca. (Fotografia original).....	49
Figura 18 - Sistema nervoso autónomo e eixo H-H-A, sistemas responsáveis pela resposta ao stress (Zuardi, 2012). ....	57
Figura 19 - Distribuição, em termos de frequência absoluta, dos animais envolvidos no estudo, consoante a espécie.....	69
Figura 20 - Distribuição, em termos de frequência relativa, dos procedimentos de imobilização segundo as dosagens utilizadas. ....	69
Figura 23 - Comparação das distribuições das frequências respiratórias registadas durante os 15, 20 e 30 minutos de procedimento de imobilização. ....	70
Figura 24 - Comparação das distribuições das frequências cardíacas registadas durante os 15 e 30 minutos de procedimento de imobilização. ....	70
Figura 21 - Comparação das distribuições de tempos de indução (Tqueda) entre animais com dosagem anestésica adequada, sobredosagem e subdosagem.....	70
Figura 22 - Comparação das distribuições de tempos de recuperação (Trec) entre animais com dosagem anestésica adequada, sobredosagem e subdosagem.....	70
Figura 25 - Comparação das distribuições dos valores de saturação da hemoglobina em oxigénio registados durante os 15 e 30 minutos de procedimento de imobilização. ....	71
Figura 26 - Comparação das distribuições dos valores de temperatura corporal registados durante os 15 e 30 minutos de procedimento de imobilização. ....	71
Figura 27 - O grupo de oryx de cimitarra ( <i>Oryx dammah</i> ) é a espécie de ungulados, residente no Badoca Safari Park, que se encontra em maior perigo de extinção. Tendo	

sido declarada como extinta no ambiente selvagem, voltou, recentemente, a ser reintroduzida no seu habitat natural. (Fotografia original)..... 82

## Índice de Tabelas

Tabela 1 - Fármacos anestésicos injetáveis com aplicação na imobilização química, por Lumb & Jones, adaptado de David Pierce e Eugenie Heitmiller, 2008; e códigos segundo o “WHO” .	30
Tabela 2 - Antagonistas mais comuns, dos fármacos anestésicos utilizados na imobilização química de animais selvagens, adaptado de Burroughs, Meltzer & Kock (2012).	30
Tabela 3 - Possíveis etiologias para sinais observados durante a imobilização química (Fowler, 2008).	48
Tabela 4 - Animais imobilizados com o protocolo “MbKeta”, considerados para inclusão no estudo.	68
Tabela 5 - Motivos de imobilizações químicas realizadas com o protocolo “MBKeta”	68
Tabela 6 - Médias dos tempos de indução para as diferentes dosagens anestésicas e para o conjunto das imobilizações químicas.	69
Tabela 7 - Médias dos tempos de recuperação para as diferentes dosagens anestésicas e para o conjunto das imobilizações químicas.	69
Tabela 8 - Tempos de anestesia e valores de monitorização anestésica obtidos com a utilização do protocolo “MBKeta” na imobilização química de quatro gamos.	71
Tabela 9 - Tempos de anestesia e valores de monitorização anestésica obtidos com a utilização do protocolo B (variante do protocolo “MBKeta”) na imobilização química de dez gamos.	72

## Lista de Abreviaturas e Siglas

ACTH – Hormona Adrenocorticotrópia  
 ATP – Adenosina trifosfato  
 bpm - Batimentos por minuto  
 CO<sub>2</sub> – Dióxido de Carbono  
 CTR – Centro de Termoregulação  
 FC - Frequência cardíaca  
 FR - Frequência respiratória  
 HHA – Hipotálamo- hipofisário adrenal  
 i.e.\_ isto é  
 IM - Intramuscular  
 IV – Intravenoso  
 I.U. – Unidades Internacionais  
 kg – Quilograma  
 MC – Miopatia de captura  
 ml – Mililitro  
 mg – Miligrama  
 mmHg – Milímetros de mercúrio  
 NaCl – Cloreto de Sódio  
 PaO<sub>2</sub> – Pressão parcial de oxigénio em sangue arterial  
 PaCO<sub>2</sub> – Pressão parcial de dióxido de carbono  
 p.e. - Por exemplo  
 pH – Potencial hidrogeniónico



PV – Peso Vivo  
rpm - Respirações por minutos  
rx- Raio X  
SC - Subcutâneo  
SIV – Vírus da Imunodeficiência em Símios  
SNC – Sistema Nervoso Central  
SNP – Sistema Nervoso Periférico  
SpO<sub>2</sub> - Saturação da hemoglobina em oxigênio  
TLA – Tranquilizante de Longa Ação  
TRC – Tempo de Repleção Capilar

#### **Lista de símbolos**

$\alpha 2$  – Alfa 2  
°C - Graus Celcius  
® - Marca registrada  
% - Percentagem  
' - Minutos  
" - Segundos

## I. INTRODUÇÃO E DESCRIÇÃO DAS ACTIVIDADES DE ESTÁGIO

No culminar de cinco anos na qualidade de aluna da Faculdade de Medicina Veterinária da Universidade de Lisboa, optei por realizar o estágio curricular de final de curso numa área de grande interesse pessoal, a Medicina e Conservação de Animais Selvagens. Iniciei o estágio a 17 de Setembro de 2012 no *Badoca Safari Park*, sob a orientação do médico veterinário Dr. João Simões de Almeida, e terminei a 18 de Março de 2013, perfazendo um total de cerca de 1290 horas.

O *Badoca Safari Park* é um parque zoológico situado no concelho de Santiago do Cacém, ocupando uma área de 90 hectares, com cerca de 600 animais selvagens, de 75 espécies diferentes. Ao contrário do comum parque zoológico, no *Badoca* a grande maioria das espécies não se encontra confinada em espaços pequenos. Na área de “Safari”, atração principal do parque, encontramos os animais num regime semiextensivo, que mimetiza o ambiente selvagem. Em termos de organização e funcionamento das tarefas dos tratadores, o parque divide-se em três áreas (Quintinha, Ilhas dos Primatas e Safari), descurando a falcoaria. A “Quintinha” é a mais polivalente das três, pois o(s) tratador(es) que ocupa esta área fica responsável não só pelos animais de quinta como também pelos lémures, suricatas, facoqueiros, araras, canguros de Bennet e emas, assim como pelo aviário de aves tropicais e o jardim dos flamingos, que abarcam diversas espécies de aves. A 2ª área, as “Ilhas dos Primatas”, é composta por três ilhas, cada uma adequada à espécie que aloja (chimpanzés, babuínos e mandris). Por fim, existe o “Safari”, a área que ocupa o maior número de hectares e que marca a diferença por ser única em Portugal. O Safari inclui um eucaliptal e uma grande área de montado, onde os visitantes do parque, transportados em reboques puxados por tratores, podem observar os animais: búfalos, girafas, dromedários, zebras, orix, tigres e várias espécies de cervídeos e bóvidos selvagens. Independentemente do encerramento do parque ao público entre Novembro e Fevereiro, os funcionários permanecem num horário de 9h diárias. A jornada de trabalho tem início entre as 8h e as 11h da manhã e fim entre as 17h e as 20h, dependendo das variações de horas de luz no decorrer do ano.

Os primeiros meses de estágio basearam-se principalmente no trabalho conjunto com os tratadores. Participei ativamente nas tarefas diárias de alimentação dos animais, limpeza das instalações e observação animal. Sempre que surgia alguma atuação do âmbito da medicina veterinária, acompanhava o clínico responsável do parque. Num parque de animais selvagens, os tratadores são os “olhos do médico veterinário”. Foi com eles que aprendi as rotinas e conheci cada espécie ou mesmo cada indivíduo animal. É fundamental observar e conhecer o comportamento fisiológico numa diversidade tão grande de espécies, para posteriormente se reconhecerem as condições patológicas.

O médico veterinário do parque é o responsável por todo o Departamento Animal. Tal envolve, não só a sua atuação a nível da sanidade animal, como também gestão dos recursos e coleção animal. Prestei o meu serviço nesta área introduzindo ou removendo animais numa base de dados internacional (*Arks – Animal Record Keeping Software*) de instituições acreditadas pela AZA (*Association of Zoos and Aquariums*); organizando fichas de espécies; introduzindo casos clínicos no sistema informático ou participando na captura de animais para movimentação nacional ou internacional.

#### Medicina Preventiva

O programa de desparasitação dos ruminantes consiste na integração de flubendazole na ração, ainda no processo fabril, realizando-se duas vezes por ano. A desparasitação dos equinos, aves e primatas realiza-se com suspensão oral de fenbendazol (*Panacur® 10%*), sendo o produto misturado na fruta nas aves e primatas. Nos marabus, cegonhas, suricatas e coatis os comprimidos (ou porções de comprimidos) de praziquantel, pamoato de pirantel e febantel (*Drontal® Plus*) são veiculados através da alimentação. A administração de Ivermectina injetável SC em aves de grande porte como flamingos, cegonhas e marabus é também integrada no programa como meio de controlo de ácaros. Por norma, sempre que existe a manipulação de ungulados em procedimentos de captura, a administração de ivermectina SC (1ml/50kg PV) está indicada, assim como a verificação ou colocação de identificação eletrónica.

A vacinação dos ruminantes selvagens da área de safari, importante na prevenção de enterotoxémias, é realizada através de disparo de dardos contendo vacinas polivalentes elaboradas a partir de toxoides de bactérias do género *Clostridium*. A vacina combinada *Feligen®* é administrada aos tigres, protegendo-os contra a infeção por calicivirus, rinotraqueíte e panleucopénia. Por sua vez, os carnívoros (coatis e suricatas) são protegidos contra a esgana canina, panleucopénia felina, hepatite viral infecciosa e leptospirose. Também algumas aves de maior porte são vacinadas contra a pseudotuberculose provocada pela *Yersinia pseudotuberculosis*, particularmente os calaús e os turacos que são especialmente susceptíveis.

A manutenção de animais em semi-liberdade permite que estes interajam entre si sem restrições humanas. A hora da distribuição da ração torna-se, assim, um período crítico, de tensão e competição entre os animais o que resulta muitas vezes em atitudes agressivas dos mais dominantes. Para diminuir o número de animais traumatizados no seguimento destes conflitos, o embolamento dos cornos dos mais fortes, dominantes e agressivos, faz parte da medicina de prevenção. Durante o período de estágio participei no embolamento dos cornos de um gnu azul e de um búfalo do congo (ambos dominantes).

## Medicina Laboratorial e da Imagem

No *Badoca* é comum a prática de rastreio de parasitas por análises coprológicas de flutuação. Também as observações de esfregaço sanguíneo fresco ou coloração de Gram são frequentemente utilizadas como técnicas de diagnóstico rápido. As restantes análises laboratoriais (hemogramas, bioquímicas, entre outras) são enviadas para um laboratório externo. Entre casos particulares na área laboratorial destacam-se a recolha de sangue a um mandril para realização de teste SIV (vírus da imunodeficiência em símios) e o diagnóstico de gestação de uma girafa, por medição dos níveis de progesterona em amostras de fezes.

O uso de técnicas de imagem é um meio de diagnóstico de uso limitado no parque por falta de material. Sempre que foi necessário recorreu-se a uma clínica local ou à assistência de um médico veterinário da área de equinos que possuía material de imagiologia próprio. Este foi requerido na ecografia a um tigre para avaliação renal, na sequência de uma infeção por *Rickettsia conorii*, e para diagnóstico de claudicação (rx e ecografia) numa cria de búfalo.

## Patologia Médica

A casuística referente às intervenções realizadas nas diferentes áreas da medicina veterinária encontra-se na Figura 1.

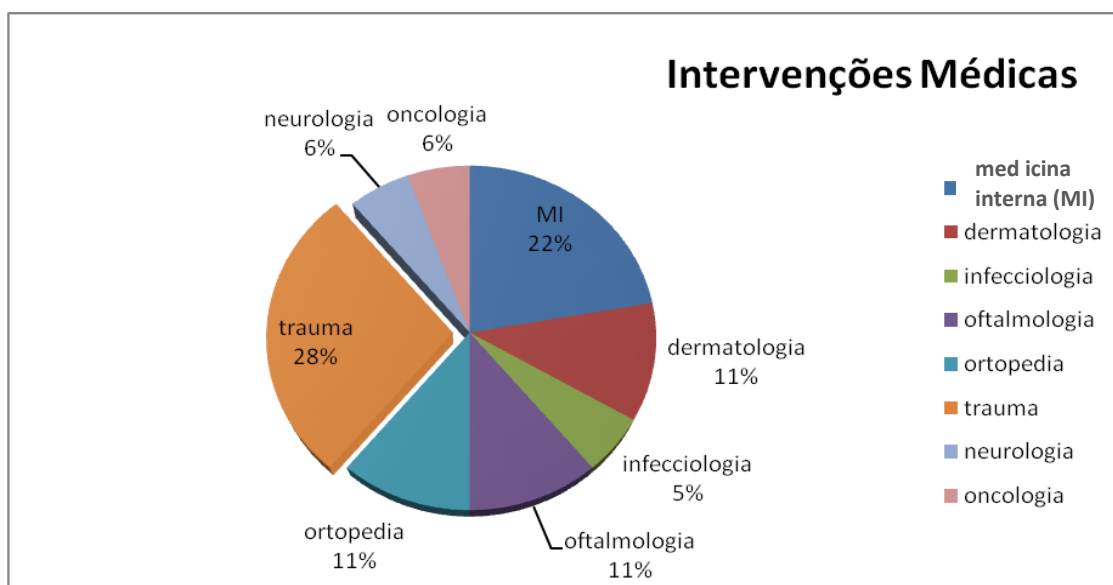


Figura 1 - Percentagens de intervenções nas diferentes áreas de patologia médica.

Casos particulares são a história convulsiva de um elande, infeção por *Rickettsia conorii* em tigre, blefarconjuntivite em burra, fractura de fémur de um estorninho e tumor gástrico em lémur de cauda anelada. A maior percentagem de casos é originada por trauma.

## Patologia Cirúrgica

As intervenções cirúrgicas realizadas durante o período de estágio encontram-se representadas na Figura 2. A par das intervenções médicas, a traumatologia representa a maior parcela das intervenções cirúrgicas. Este grupo é composto por quatro casos clínicos: a exérese de tecido num abcesso crónico originado por investida de outro animal sobre um

cobo de leite, a sutura de músculo e pele de uma zebra com corte de dez centímetros provocado por outro animal do safari, a amputação do metatarso e falanges esquerdas de um marabu, devido a fractura do metatarso e a sutura de músculo no antebraço de um babuíno. A cirurgia geral inclui uma exérese de tecidos necrosados e limpeza de exsudado purulento de um babuíno afetado por hiperestrogenismo; e uma laparotomia exploratória realizada sobre uma fêmea de cobo megacerus com remoção de um nado morto e sutura uterina. Em relação às orquiectomias, ambas foram realizadas (sob efeito anestésico) em porcos domésticos, e a vasectomia por incisão escrotal realizou-se num búfalo africano com cerca de 650 kg.

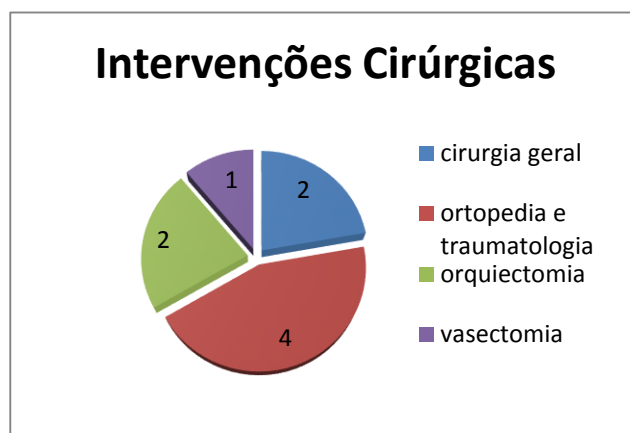


Figura 2 - Percentagens de intervenções nas diferentes áreas de patologia cirúrgica.

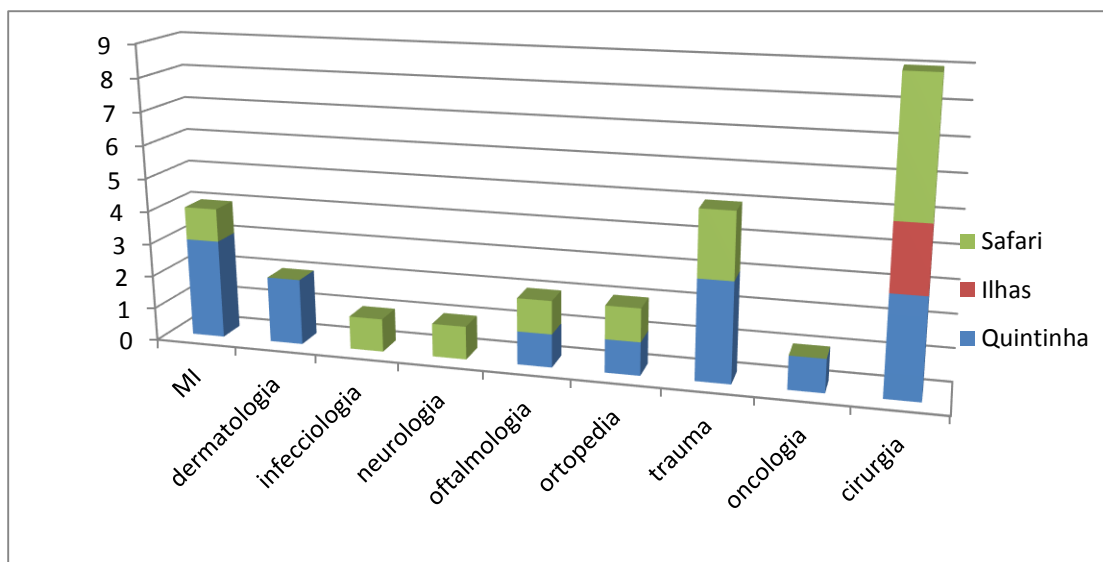


Figura 3 - Distribuição do número de diferentes intervenções clínicas em cada área do parque.

Considerando as três divisões do parque, estabelecidas inicialmente, podemos verificar que a única intervenção clínica praticada nas “Ilhas dos Primatas” foi na área cirúrgica. Ainda assim, o maior número de cirurgias (4) foi realizado no Safari (Figura 3).

Ao aceitarmos que grande parte das intervenções médico-veterinárias implica a manipulação dos animais, é de fácil compreensão a estreita relação entre a medicina de animais selvagens e a imobilização química destes.

A maioria dos casos de imobilização química de animais selvagens (Figura 4) encontra-se representada nos 43% relativos à captura e transporte, correspondente a 21 animais. A captura e transporte de animais engloba, não só, os casos de troca/venda de animais para outros parques zoológicos (é o caso da captura de metade do grupo de muflões residentes no parque, 14 animais, para translocação para a Bélgica), mas também o transporte para instalações fechadas, no interior do parque, por motivos diversos.

A intervenção médica representa a menor parcela dos objetivos anestésicos, sendo composta apenas por dois casos de limpeza e desinfeção de lesões superficiais e um caso de monitorização de rickettsiose. Muitas das intervenções médicas não implicam a manipulação do animal, sendo possível a administração do agente terapêutico, à distância, através da utilização de dardos, disparados por armas de ar comprimido.

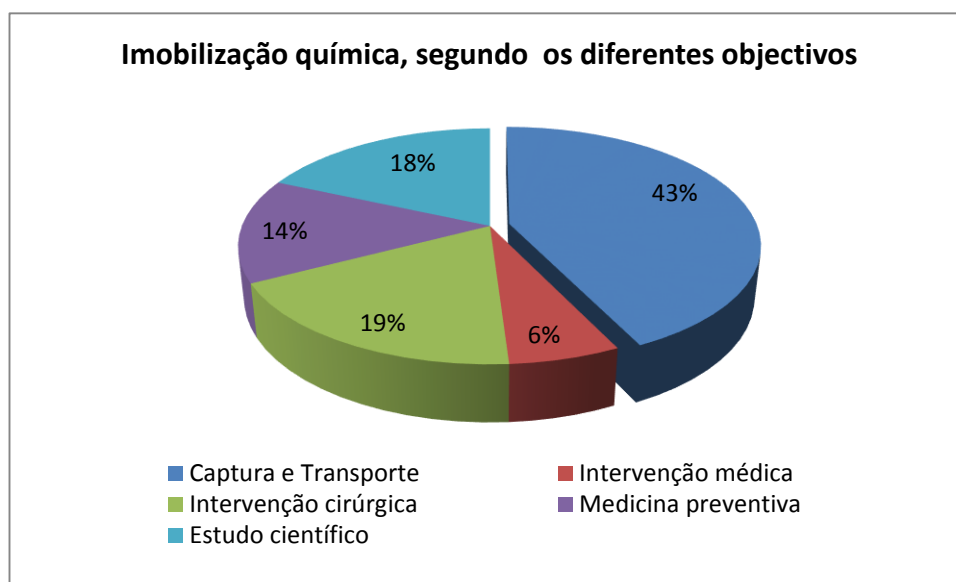


Figura 4 - Frequências relativas (%) de anestésias, segundo os diferentes objetivos.

Num total de 49 imobilizações químicas praticadas durante o período de estágio, apenas oito foram realizadas fora da área de Safari do parque. Três destas foram realizadas em primatas (dois babuínos e um mandril) nas “Ilhas dos primatas” e as restantes cinco foram praticadas fora do parque.

Neste espectro de imobilizações químicas, foram envolvidos animais de 17 espécies diferentes, sendo os muflões (*Ammotragus lervia*) os que se encontram em maior grau nesta distribuição (19 indivíduos anestesiados).

Para uma melhor análise de dados, as espécies foram divididas por famílias (Figura 5), concluindo que a família Bovidae, constituída por oito espécies, foi a que apresentou maior número de imobilizações químicas (32). Em seguida aparece a família Cervidae, constituída

por três espécies e apresentando oito casos de imobilização química. As famílias Struthionidae e Felidae representam a imobilização química de uma avestruz e de um tigre, respetivamente.

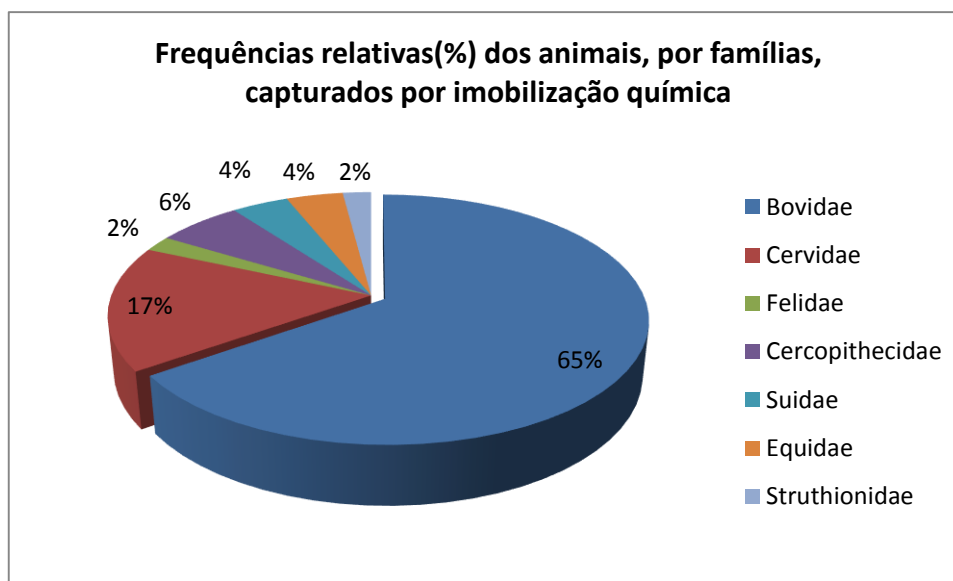


Figura 5 - Distribuição, por famílias, do número de animais submetidos a imobilização química.

Para finalizar a descrição das atividades desenvolvidas durante o estágio, são referidos alguns envolvimento na área científica da medicina veterinária. Tive a oportunidade de participar na elaboração de um artigo, publicado na revista *Veterinária Atual* (ed.nº56), “Rickettiose em tigre”, com o médico veterinário João Almeida. Desenvolvi um trabalho escrito “Análise e prevenção de intoxicação por taninos em ruminantes selvagens em extensivo” em conjunto com o engenheiro zootécnico Tiago Nabicho, que o apresentou no XXIII Congresso Brasileiro de Zootecnia Universidade Federal do Paraná e na XXX Semana Académica de Medicina Veterinária da Universidade Estadual do Centro-Oeste do Paraná. Participei também na organização de dois cursos “Curso de iniciação na captura, anestesia e transporte de ungulados selvagens” e “II Curso de iniciação na captura, anestesia e transporte de ungulados selvagens”, realizados no Badoca Safari Park, onde fui responsável por uma apresentação sobre acidentes na manipulação de fármacos de captura. No final do período de estágio elaborei uma comunicação, elaborada em forma de painel (ANEXO I), sobre o aleitamento artificial de um sitatunga orfão (*Tragelaphus spekii*), com a participação da bióloga Sylvie Veninga e do médico veterinário João de Almeida, com base num caso real que acompanhei durante os últimos meses. Esta comunicação foi apresentada no II Congresso Internacional FAUNA (FMV-UL).

## II. REVISÃO BIBLIOGRÁFICA

“‘anaesthesia’ (...) is essentially a practical subject and although becoming increasingly based on a science it still retains some of the attributes of an art” Hall, Clarke & Trim (2001: 1)

A anestesia (do grego antigo *an-*, "ausência"; e *aisthēsis*, "sensação") foi descrita em 1846 por Oliver Wendel Holmes como uma condição em que a sensibilidade (incluindo a dor) se encontra temporariamente removida. Ainda que o emprego inicial desta expressão represente o estado em que o animal é insensível à dor resultante do trauma da cirurgia, o termo é atualmente usado de modo substancialmente mais abrangente. (Hall, Clarke & Trim, 2001). Na medicina zoológica, a administração de fármacos anestésicos de forma eficaz e segura, revela-se uma das tarefas centrais, permitindo a realização da maioria dos procedimentos veterinários. À medida que mais espécies animais se deparam com um futuro ténue no seu ambiente natural e os zos adquirem um papel cada vez mais importante na sua conservação, a responsabilidade aquando da anestesia eleva-se.

### 1. Anestesiologia

A anestesiologia consiste no estudo dos procedimentos anestésicos utilizados na área da medicina.

Sendo a dor e a anestesia conceitos intimamente relacionados, é essencial compreender os mecanismos da primeira para entender a última. A dor representa a perceção consciente de um estímulo nocivo, no entanto, os seus mecanismos são complexos e ainda pouco compreendidos com novas teorias a surgirem que se sobrepõem às antigas. A IASP (*International Association for the Study of Pain*) define a dor como “uma experiência sensorial e emocional desagradável associada a uma lesão tecidual real ou potencial ou descrita em termos de tal lesão”. O fenómeno da dor é originado por produtos resultantes de lesões nos tecidos (por exemplo, prostaglandinas, citocinas, fatores de crescimento do nervo e noradrenalina) que afetam direta ou indiretamente os nervos sensitivos aferentes. Estes provocam uma hiperexcitabilidade dos neurónios do corno dorsal da medula espinhal, onde a receção do estímulo é modulada e enviada para o cérebro (Hall, Clarke & Trim, 2001).

A anestesia é uma técnica baseada no controlo da dor, devendo-se analisar duas condições anestésicas (Hall, Clarke & Trim, 2001):

- Analgesia ou Anestesia parcial, na qual o animal apresenta-se consciente do meio envolvente, mas demonstra uma resposta diminuta ou nula ao estímulo doloroso. A analgesia pode ser produzida por fármacos de ação central (p.e. morfina em doses insuficientes para produzir estados de inconsciência) ou por substâncias com uma ação local, temporária e seletiva nos nervos sensitivos e terminais nervosos (anestésicos locais). A analgesia produ-



zida por estas últimas substâncias pode ainda ser classificada como local, se administrada por aplicação tópica ou infiltração subcutânea; ou regional, se induzida, por exemplo, por injeção paravertebral ou epidural.

- Anestesia Geral, onde o animal está inconsciente e em aparente desconhecimento do que o rodeia. Esta condição deriva de uma intoxicação controlada do SNC induzida por fármacos, na qual o animal não apresenta percepção ou resposta a estímulos nocivos ou dolorosos.

A Anestesia é alcançada através da inibição das transmissões sinápticas, resultantes de um estímulo nocivo. A diminuição da excitação dos neurónios nociceptores pode atingir-se de várias maneiras (Hall, Clarke & Trim, 2001):

- Atraso da propagação do potencial de ação;
- Estímulo da inibição pré-sináptica;
- Diminuição da libertação de substâncias de transmissão;
- Depressão da resposta dos recetores pós-sinápticos;
- Aumento da inibição pós-sináptica por maior libertação de neurotransmissores inibidores;
- Aumento da resposta dos recetores pós-sinápticos a neurotransmissores inibidores;
- Ação direta em neurónios pós-sinápticos para modular a excitabilidade;
- Modulação do potencial de membrana de repouso.

Existe ainda muita discussão acerca dos agentes anestésicos terem um modo de ação comum ou de cada agente ter uma ação única. Hirtota e Lambert (1996) defendiam a hipótese dos canais de cálcio serem os alvos de todos os agentes anestésicos. Independentemente do trabalho científico desenvolvido nesta área, os anestésicos continuam a ser um dos poucos grupos de substâncias usadas clinicamente, sem um entendimento real da sua atividade subjacente. O mecanismo de ação exacto que promove a sua eficácia permanece um mistério (Hall, Clarke & Trim, 2001; Golen, Tashjian & Armstrong, 2009).

Os sinais clássicos de um estado anestésico são: diminuição da pressão arterial, diminuição da frequência cardíaca, diminuição da frequência respiratória e do tônus muscular (à exceção de agentes dissociativos, como a quetamina, que o aumentam). No entanto estes sinais são mais característicos da anestesia por inalação (Hall, Clarke & Trim, 2001).

Em casos em que o animal respira espontaneamente (regra geral na imobilização química de animais selvagens), apresentam-se diversos sinais que nos indicam se o estado de consciência é o adequado para a realização de procedimentos dolorosos (Hall, Clarke & Trim, 2001):

- A não percepção, por parte do animal, do ambiente ou da dor infligida;

- Ausência de suor (nos animais que suam) e de lacrimejamento (evidentes se o estímulo doloroso é demasiado intenso para a “profundidade anestésica”);
- Movimento pupilar. (Este é um sinal bastante fiável, no entanto pode ser modificado por agentes  $\alpha 2$ -agonistas). A localização ventral da pupila em porcos e cães, geralmente indicam um nível satisfatório de inconsciência (a menos que sejam usados agentes bloqueadores neuromusculares);
- Frequência respiratória constante e adequada à espécie, dependendo da taxa e profundidade dos estímulos;
- Ausência de reflexo palpebral;
- Desaparecimento do movimento das orelhas ou resposta a estímulo intra-auricular;
- Diâmetro pupilar. (Ainda que nos ajude a determinar o estado da anestesia, é um sinal pouco fiável. Os opióides tendem a causar miose e a atropina midríase).

De modo a evitar o aprofundamento ou superficialização excessiva da anestesia, é útil a caracterização de “estádios” e “planos” anestésicos (Fig.6). Existem, no entanto, alguns anestésicos (p.e. quetamina) que não apresentam esta gradação de efeitos e a superficialização da anestesia é reconhecida apenas pelas primeiras respostas motoras a estímulos dolorosos (Oliveira & Serrão, 2013). Face a estas limitações no reconhecimento do plano anestésico adequado, Hall, Clarke e Trim (2001) defendem que a profundidade anestésica mais eficaz é aquela que anula a resposta à dor, sem deprimir a função respiratória e cardiovascular do animal.




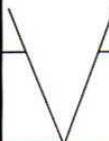


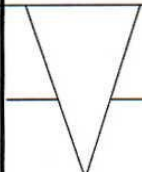








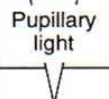
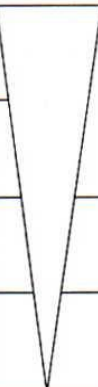

	RESPIRATION		OCULAR MOVE- MENT	PUPIL SIZE (no pre- medication)	EYE REFLEXES	MUSCLE TONE	RESPIRATORY RESPONSE TO SKIN INCISION
	inter- costal	diaphrag- matic					
STAGE I: ANALGESIA	Normal		Voluntary control	 Normal	Normal		
STAGE II: EXCITEMENT					 Lid	Tense struggle	
STAGE III: SURGICAL ANESTHESIA	Plane 1		No eye motion	     	 Corneal   Pupillary light  No light reflex		No response to skin incision
	Plane 2						
	Plane 3						
	Plane 4						
STAGE IV: IMMINENT DEATH	Apnea				Flaccid		

Figura 6 - Sinais e Planos de anestesia (UTDallas, 2013).

## 2. Exigência do uso de anestesia para procedimentos em animais selvagens

Qual a necessidade de imobilizar um animal? A imobilização física ou química é, à partida, uma operação desagradável que põe em risco a vida do animal, e deve por isso envolver uma reflexão profunda e um planeamento detalhado por parte de quem a pratica. Os animais selvagens, ainda que não devam ser sujeitos a muita interferência humana, quando mantidos em cativeiro necessitam de alguns cuidados de manejo. Procedimentos como o transporte para outros parques zoológicos ou para um local fechado para que possam ser introduzidos de forma adequada num novo ambiente, exigem imobilização química pois é necessário capturá-los e colocá-los em caixas de transporte ou numa instalação fechada, submetendo-os ao menor *stress* possível. Os cuidados médicos ou exames diagnósticos que envolvam uma aproximação do animal e exijam a imobilização do paciente requerem também o uso da anestesia como método de contenção (Fowler, 2008).

De igual modo, os animais que vivem em total liberdade são submetidos a procedimentos anestésicos. A translocação de animais (por vezes famílias inteiras) de modo a reduzir uma população que se encontre em excesso ou a criar uma nova população num espaço mais adequado e no qual a espécie se possa reproduzir, é atualmente uma ferramenta de conservação comum, principalmente no sudoeste Africano. A reintrodução no ambiente natural de animais criados em cativeiro, ou a monitorização de doenças (muitas delas zoonóticas) em populações selvagens, são outros exemplos de intervenção humana na natureza, que incluem, quase sempre, a utilização de agentes anestésicos (Fowler, 2008).

Anteriormente ao desenvolvimento de agentes anestésicos eficazes e sistemas de administração remota, os procedimentos veterinários em animais selvagens eram, ou impraticáveis, ou resultavam em taxas de mortalidade inaceitáveis (West, Heard & Caulkett, 2007).

Durante os anos 50 e início dos anos 60, os animais selvagens eram capturados por perseguição através de um veículo, utilizando-se laços e cordas para restringir os seus movimentos. Estes métodos físicos submetiam os animais a um grande nível de *stress* e frequentemente resultavam em traumas e numa elevada taxa de mortalidade. O sucesso das operações de captura só começou a surgir com o aparecimento das técnicas de imobilização química (Kock & Burroughs, 2012). A captura de cabra-de-leques (*Antidorcas marsupialis*) por imobilização química é um exemplo do sucesso alcançado. Estes pequenos antílopes, difíceis de capturar e de transporte ainda mais complicado devido à sensibilidade que apresentam a situações de *stress*, apresentavam grandes taxas de mortalidade, chegando a ser reportadas taxas de mortalidades de 40% em capturas sem uso de tranquilizantes. A introdução de tranquilizantes de longa ação (TLAs) nesta espécie reduziu as taxas de mortalidade de 17 para 3,5% (Ebedes, 1993). Alguns cuidados no manejo, a diminuição do tempo de anestesia, a utilização de oxigenoterapia e o uso de tranquilizantes contribuíram substancialmente para a minimização do *stress* em operações de captura e transporte. Cingindo-nos

à captura física, a morte relacionada com o stress de captura pode ser minimizada ao reduzir fatores como a velocidade de perseguição, o tempo de transporte, a manipulação dos animais, o ruído, ou simplesmente o fato de se capturar toda uma família, ou grupo, ao invés de um único indivíduo inserido neste. A aplicação destas medidas provocou, entre 1973 e 1978, uma diminuição na taxa de mortalidade na captura e translocação de animais nas reservas de Traansval (África do Sul) de 15% para 1,1% (West, Heard & Caulkett, 2007).

Regra geral, os princípios anestésicos adequados a animais selvagens são idênticos aos aplicados em animais domésticos. Existem, no entanto, grandes diferenças em todo o processo. A maior diferença reside na necessidade de proteção do anestesista (ou qualquer assistente) de sofrer danos causados por animais não, ou mal, anestesiados. Existem outras diferenças importantes, tais como a dificuldade de aproximação ao animal, a necessidade de um tempo de indução reduzido, o desconhecimento do estado de saúde do animal, do seu peso exato ou se está ou não gestante, entre outras. De modo a facilitar a aproximação ao animal e a evitar o ataque foram criadas duas formas de lidar com estes problemas. A primeira passa pela utilização de jaulas, para dentro das quais o animal é atraído, sendo de seguida apertado contra uma das paredes, de modo a limitar o seu movimento, permitindo a injeção do sedativo ou agente anestésico. A outra medida, provavelmente a de prática mais comum e que permite ao operador manter uma distância de segurança do animal, consiste na administração de agentes anestésicos através de “seringas projetáveis”, i.e. dardos (Hall, Clarke & Trim, 2001).

A ideia de administrar agentes químicos à distância não foi originária da área da medicina veterinária; as setas envenenadas eram tradicionalmente usadas por caçadores. Os primeiros fármacos utilizados (nicotina e succinilcolina), ainda que bastante eficazes, resultavam frequentemente num elevado número de mortes por não serem reversíveis, tendo sido, o seu uso, descontinuado. Após um grande desenvolvimento na área da imobilização química com o uso de fármacos como a morfina, surgiu, no final dos anos 50, a grande revolução na imobilização de herbívoros selvagens com o desenvolvimento de um derivado da morfina bastante mais potente que esta, a etorfina, possibilitando a imobilização de animais de grande porte (p.e. elefantes) com pequenos volumes de substância. Os volumes de agentes anestésicos administrados nos dardos diminuíram, aumentando consequentemente a distância a que estes podem ser disparados e melhorando as hipóteses de sucesso das operações de imobilização química (Atkinson, Kock & Meltzer, 2012).

## 2.1. Ungulados

O termo “ungulado” tem sido alvo de muita discussão ao longo dos anos pela comunidade científica. Atualmente é um termo não taxonómico que descreve todos os mamíferos que possuem cascos. Assim como as unhas e as garras, os cascos são estruturas queratinizadas mas, ao contrário destas, os cascos constituem o principal ponto de apoio entre os membros e o solo. Os ungulados encontram-se então divididos em Perisodáctilos (de dedos ímpares) e Artiodáctilos (de dedos pares). As famílias que integram o grupo dos perisodáctilos são: *Equidae*, *Tapiridae* e *Rhinocerotidae*. O grupo dos artiodáctilos abrange um maior número de famílias: *Camelidae*, *Suidae*, *Tayassuidae*, *Hippopotamidae*, *Tragulidae*, *Moschidae*, *Cervidae*, *Bovidae*, *Antilocapridae* e *Giraffidae*. Os bóvidos destacam-se entre as outras famílias, constituindo mais de 55% de todos os ungulados. Esta família apresenta maior distribuição no continente asiático e africano. No continente americano, são os cervídeos que representam a maior parcela dos ungulados (57%; Brent Huffman, 2011). Antes do desenvolvimento de opióides potentes, a imobilização de ungulados revelava-se extremamente complicada, por ser um grupo tão diversificado, constituído por animais de diversos tamanhos, particularmente susceptíveis a situações de *stress* (Fowler, 2008).

## 3. Preparação de uma operação de captura

O planeamento de uma operação de captura deve ser estruturado. O primeiro ponto passa por estabelecer um objetivo claro para a operação, que influencia diretamente todo o procedimento adotado. De seguida é importante saber qual a motivação para imobilizar o animal (tratamento, transporte, manejo), balancear os riscos e benefícios envolvidos e estruturar todo o procedimento (método de captura, tempo, fármacos a utilizar, entre outros).

Numa equipa de captura, cada membro deve saber qual a função a desempenhar e quando deve intervir. É fundamental a existência de um operador /chefe responsável pelo início das operações e por assegurar a segurança, não só do animal, como também das pessoas envolvidas. O operador é também quem determina o fim da operação mesmo que os objetivos não tenham sido alcançados (i.e., o responsável pela decisão de reverter a anestesia quando o procedimento coloca a vida do animal em risco; Atkinson, Kock & Meltzer, 2012).

### 3.1. Técnicas de imobilização de ungulados selvagens

São vários os métodos usados na imobilização de ungulados selvagens. Compete ao operador seleccionar, com base na sua experiência, o método mais adequado à situação,

mais eficaz e com mínima mortalidade. Existem duas técnicas de imobilização: a física e a química.

Na captura por imobilização física, a prática sobrepõem-se grandemente a qualquer abordagem teórica do assunto. Esta forma de imobilização envolve o uso de jaulas de confinamento, cordas, redes, “net guns”<sup>1</sup> ou barreiras físicas como as bomas<sup>2</sup> (um dos métodos mais comuns e eficazes na captura em massa). Muitas vezes a imobilização física e química unem-se de modo a otimizar a operação de captura. A utilização de tranquilizantes durante o processo de imobilização física apresenta por vezes uma eficácia superior às capturas através da projeção de dardos (imobilização química), principalmente quando consideramos as capturas em massa (p.e. bomas; Atkinson, Kock & Meltzer, 2012).

A técnica abordada nesta dissertação é a captura por imobilização química, com recurso à utilização de seringas projéteis (dardos). Esta técnica de captura pode não ser economicamente rentável na captura de um grande número de animais, envolvida na “game capture”<sup>3</sup>. É, no entanto, a que possibilita um maior contacto com o animal, permitindo a realização de qualquer procedimento que requeira uma maior aproximação. A forma de aproximação pode-se efetuar através de veículo terrestre, helicóptero ou a pé, dependendo de um grande número de variáveis ambientais e da experiência do operador. Após a projeção do dardo e consequente administração do fármaco no animal, a imobilização química ir-se-á efetuar por efeito do fármaco, ou da combinação de fármacos, previamente inserida no dardo (Atkinson, Kock & Meltzer, 2012).

### 3.2. Material de administração anestésica

A capacidade de administrar eficazmente e de forma segura fármacos anestésicos a animais não-domésticos é uma das tarefas principais dos veterinários que praticam medicina zoológica. Como foi referido anteriormente, a administração de anestésicos antes do desenvolvimento de sistemas de injeção remota era uma tarefa de extrema dificuldade, associada uma taxa de mortalidade bastante elevada.

A administração oral, geralmente efetuada através da introdução do agente num alimento, é um método difícil de aplicar consistentemente, visto que requer alguma cooperação por parte do animal. Também o fato do fármaco não permanecer por muito tempo na cavidade oral de modo a ser absorvido pela mucosa, mas ser engolido, torna a indução anestésica longa e imprevisível, podendo, no entanto, funcionar razoavelmente como sedação pré-anestésica.

1) “Net gun”: arma desenhada para capturar animais através da projeção de redes.

2) Bommas: estrutura temporária de plástico /rede para captura em massa. Utilizando um helicóptero, os animais são impelidos para a boma que se encerra à medida que os animais se vão aproximando da área de carregamento, onde são sedados e transportados para os veículos de transporte.

3) “Game” refere-se às espécies herbívoras da savana africana.

Outra via de administração que requer um comportamento cooperativo excecional ou a imobilização física do animal é a injeção manual. É um método considerado perigoso para a pessoa que injeta o anestésico, seja por trauma infligido pelo animal, autoinjecção ou aspiração de aerossóis por quebra da seringa (Isaza, 2007).

### 3.2.1. Seringa extensível (“Pole syringe”)

A “pole syringe”, segundo Isaza (2007), é essencialmente uma injeção manual com a segurança adicional de um cabo longo. Apresenta como vantagem permitir ao operador evitar os riscos associados à injeção manual. Surgem, no entanto, desvantagens no processo de injeção. Animais que se encontrem pouco restringidos vão reagir à agulha, afastando-se ou atacando, antes da injeção completa do conteúdo (Isaza, 2007).

### 3.2.2. Sistemas de injeção remota

O sistema de injeção remota é constituído por um equipamento de projecção ou projector (arma veterinária) e um projectil (dardo). Esta forma de imobilização química assume que o alvo se encontra a uma determinada distância do veterinário. Em relação às técnicas anteriores, esta é mais segura para o veterinário pois não existe necessidade de contacto directo com o animal para administrar o fármaco.



Figura 7 - Projecção de dardo sobre um búfalo africano, no Badoca Safari Parque. Na fotografia encontra-se assinalado o dardo, momentos antes de atingir o alvo. (Fotografia por Tiago Nabiço, 2013)

#### 3.2.2.1. Noções rudimentares de balística

Previamente à prática de projecção de dardos, é importante adquirir alguns conceitos relacionados com a balística. A performance do dardo (i.e., a sua eficácia no impacto) é controlada não só pela sua construção básica (forma e comprimento) mas essencialmente pela velocidade a que o projectil se desloca.

$$\text{Impacto do dardo} = \frac{1}{2} \text{ massa} \times \text{velocidade}^2$$



A velocidade a que o projectil se desloca afeta a sua trajetória e estabilidade. Geralmente quanto maior a velocidade que o projectil atinge, mais reta é a sua trajetória e maior é a força de impacto. Existem, no entanto, desvantagens na utilização de uma força excessiva no impacto: quebra do projectil, desvio do alvo (embate e salta), ou penetração excessiva nos tecidos, frequentemente provocando graves lesões. A prática do operador com este sistema é fundamental de modo a este se familiarizar com a estimativa da distância e trajetória, que varia com o tipo, tamanho e peso do projectil, e também com as várias cargas e propriedades dos projetores (Kock, Jessup & Burrouhgs, 2012).

No que diz respeito à distância entre o operador e o animal, no momento do disparo do dardo, ainda que recentes sistemas de dardos afirmem conseguir um disparo preciso a 100 metros, Kock, Jessup e Burroughs defendem que a projeção de dardos sobre a generalidade dos animais selvagens tem uma margem máxima de 40 metros. Excecionalmente considera-se a distância de 60 metros, se algumas condições, como a experiencia do operador e o alvo ser um animal de grande porte, se reunirem (Kock, Jessup & Burrouhgs, 2012).

### 3.2.2.2. Projecteis (dardos)

Todos os dardos apresentam três componentes básicos (Figura 8): uma agulha para penetrar na pele, uma seringa (contendo uma câmara de armazenamento do fármaco, um êmbolo e uma câmara para pressurização ou uma carga explosiva) e um estabilizador para um voo preciso (Isaza, 2007).

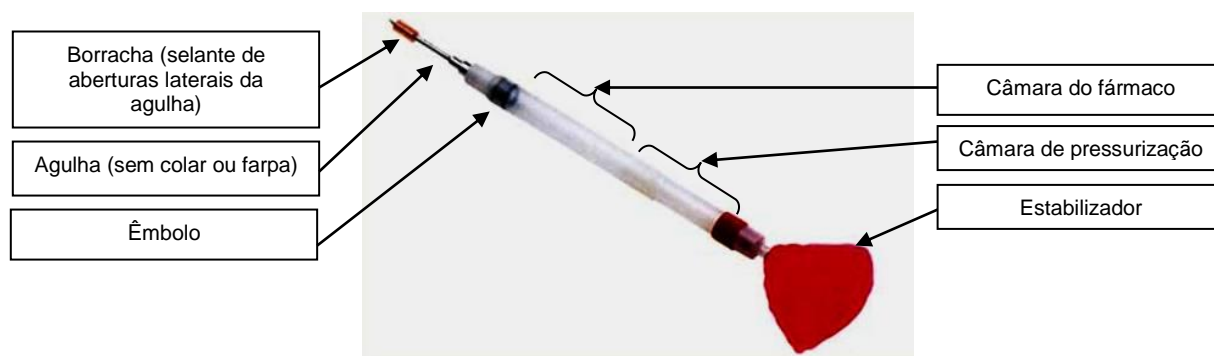


Figura 8 – Esquema de um dardo anestésico de pressurização, adaptado de Dan-Inejct (2013). (Pela posição do êmbolo pode-se verificar que a câmara do fármaco se encontra fechada/ seringa após injeção).

### A. Agulhas

Todos os sistemas de projeção de dardos são adquiridos com agulhas desenhadas especificamente para o sistema. No caso do *Pneu-Dart*, assim como acontece com o estabilizador, a agulha encontra-se integrada no dardo, não sendo removível. Os restantes dardos utilizam agulhas de diferentes tamanhos, sendo inseridas nestes por pressão na extremidade da



seringa (dardos *Dan-Inject*), ou por rosca (*Cap-Chur*). O tamanho não é a única diferença a considerar, existindo agulhas com ou sem bisel, com ou sem colar, com abertura terminal ou lateral, como se pode verificar na Figura 9.

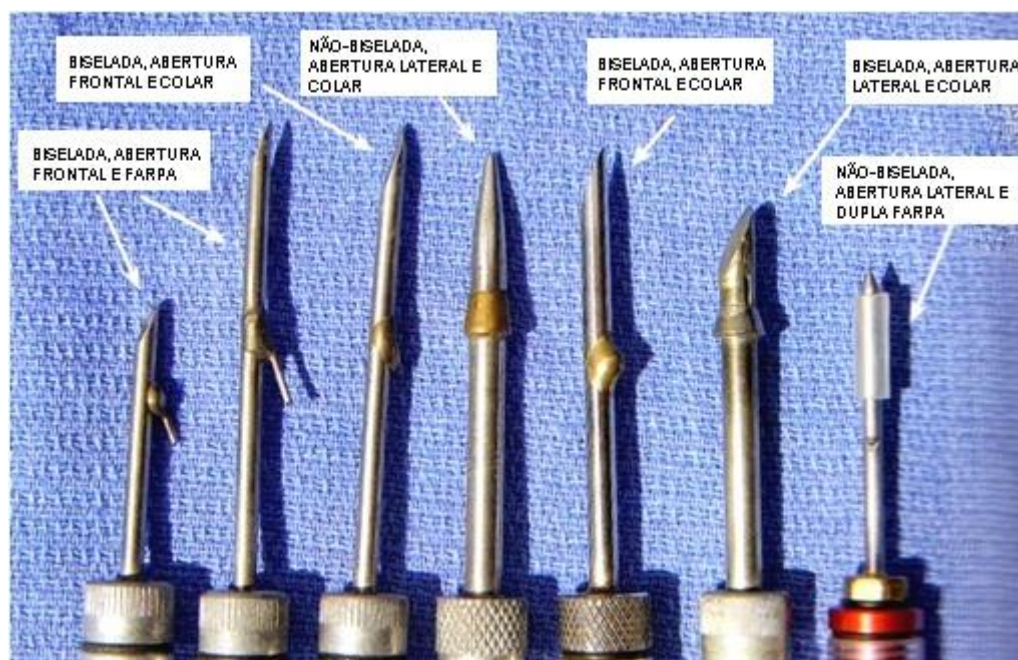


Figura 9 - Uma seleção de agulhas baseada no sistema *Palmer Cap-Chur*, com diferentes formas de agulhas e colares ou farpas (Kock, Jessup & Burrouhgs, 2012).

As agulhas com extremidade em bisel, mais acutilantes, apresentam vantagem nos animais selvagens de pele grossa. São de injeção muito rápida e podem provocar a separação da camada muscular e da cutânea, administrando o fármaco a nível subcutâneo em vez de intramuscular, o que não é pretendido. As aberturas frontais tendem a ser desvantajosas pela grande probabilidade de tamponamento com pele. As agulhas de ponta não biselada apresentam sempre abertura lateral, eliminando a possibilidade de tamponamento com pele. As de maior dimensão apresentam, no entanto, a desvantagem de necessitarem de uma força de projeção maior para penetrarem na derme dos animais, visto não possuírem as características cortantes associadas às agulhas biseladas.

Os colares ou farpas têm como finalidade auxiliar na permanência do dardo no animal o tempo suficiente para que todo o conteúdo seja injetado. Além disso, a presença do dardo no animal ajuda a identificação do animal atingido pelo dardo numa manada. As agulhas com colares apresentam a vantagem de serem de fácil remoção, ao contrário das agulhas com farpas, que geralmente necessitam de uma incisão sobre a pele para serem removidas. *Joubert Capture Equipment* desenvolveu uma agulha simples que se mantém no animal independentemente da fricção contra arbustos ou árvores. A particularidade desta agulha consiste em possuir uma fração em espiral. Para remoção da agulha basta “desaparafusá-

la” do animal. São indicadas para animais de pele grossa, particularmente para elefantes (Kock, Jessup & Burrouhgs, 2012).

Há que ter em atenção a possibilidade de formação de feridas e, inclusive, abscessos no local de entrada do dardo. Seja por este penetrar profundamente, algo frequente em animais de pele fina, como as zebras, ou por contaminação das agulhas. Por esta razão, é recomendado o tratamento da ferida através da administração de pomada antibacteriana no local. A utilização de preparações de uso intra-mamário para este efeito, por serem formuladas em doses individuais, revelam-se um conveniente modo de prevenção de desenvolvimento de abscessos (Kock, Jessup & Burrouhgs, 2012).

Todos os dardos devem ser transportados com a tampa colocada, de modo a proteger a agulha e impedir que o selante se desloque, desperdiçando, por consequência, o fármaco.

## B. Seringas de dardos

Existem dois sistemas de dardos: os que requerem pressurização da seringa do dardo para injetar o conteúdo anestésico no animal; e os que utilizam cargas do tipo explosivo não-pressurizadas. O sistema pressurizado envolve a injeção de um gás (ar ou butano) numa câmara de pressão localizada por trás do êmbolo. Os dardos da *Dan-Inject* e da *Telinject* são deste tipo. Os sistemas não pressurizados possuem uma carga explosiva que é construída no sistema fazendo já parte deste (*Pneu-Dart*); ou que é colocada na borracha do êmbolo (*Palmer Cap-Chur*), que se desloca ao longo do cano da espingarda quando há detonação da carga (Kock, Jessup & Burrouhgs, 2012).

## C. Estabilizador

O estabilizador (ou direcionador) é a peça do dardo que desempenha maior influência na trajetória deste. Existem vários modelos (Figuras 10 e 11), fabricados com fio ou plástico fino, com diferentes propriedades e adequados a diferentes sistemas de projeção.

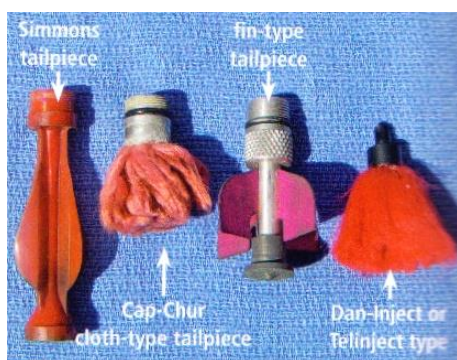


Figura 10 - Diferentes estabilizadores, disponíveis em material têxtil e plástico. A Simon tailpiece já não se encontra disponível (Kock, Jessup & Burrouhgs, 2012).



Figura 11 - Estabilizador de substituição da Simon tailpiece fabricado pela Joubert Capture Equipment (Kock, Jessup & Burrouhgs, 2012).



Figura 12 - Estabilizador Pneu-Dart: compacto e integrado no dardo (Kock, Jessup & Burrouhgs, 2012).

A *Pneu-Dart* desenvolveu um estabilizador, simples e compacto, que diverge dos restantes ao encontrar-se já integrado no próprio dardo (Figura 12). Ao seleccionar o estabilizador, é fundamental ter em conta o modelo mais adequado ao sistema de projecção de dardos e a preferência do operador (Kock, Jessup & Burrouhgs, 2012).

### 3.2.3. Equipamento de projecção de dardos (arma veterinária)

A opção mais prática para a administração de agentes anestésicos injetáveis em espécies não domesticadas consiste num sistema de administração remota composto por um dardo e um projector (Isaza, 2007). Os projetores utilizados podem ser zarabatanas, armas de gás comprimido e armas que funcionam com cargas explosivas (Bush, 1992). O Diário da República define arma veterinária como “o mecanismo portátil com a configuração de uma arma de fogo destinado unicamente a disparar projéteis de injeção de anestésicos ou outros produtos veterinários sobre animais” (Lei 12/2011 de 27Abril).

As zarabatanas podem ser utilizadas na projecção de dardos para animais confinados ou localizados a uma curta distância. Não utilizam tanta força como os sistemas com carga e são úteis em espécies mais pequenas. A distância considerada eficaz é de oito a dez metros, dependendo do tamanho e peso do dardo (Kock, Jessup & Burrouhgs, 2012). A utilização de uma zarabatana requer prática e, devido à baixa velocidade na trajetória, o dardo descreve um exagerado arco descendente, ao contrário da linha reta pretendida. Este é, no entanto, o projetor mais versátil, barato, silencioso e leve disponível no mercado. Uma modificação da zarabatana que aumenta o seu alcance de uma distância de cinco para trinta metros, consiste na adição de uma fonte externa de gás comprimido, eliminando a necessidade do operador soprar pelo tubo (Isaza, 2007). A *Telinject* e a *Dan-Inject* produziram um adaptador para pistola que melhora a precisão e segurança na operação com a zarabatana (Kock, Jessup & Burrouhgs, 2012).

As armas (pistolas ou espingardas) de gás comprimido utilizam como fonte de gás garrafas de CO<sub>2</sub> ou uma bomba de ar em anexo. As pistolas são consideravelmente imprecisas devido ao seu cano curto, em contraste com as espingardas, que podem ser bastante precisas em distâncias moderadas. É recomendado que a arma possua um manómetro de pressão e um sistema de válvulas que permita regular a pressão de acordo com a distância a que se encontra o animal. As espingardas de carga explosiva são demasiado potentes para curtas distâncias e inadequadas para locais fechados. No entanto, devido à energia que veiculam ao projétil, são bastante precisas para situações de campo e apresentam um grande alcance, mesmo em condições de vento (Isaza, 2007).

### 3.3. Causas de insucesso da operação

“Successful restraint of wild animals requires knowledge of the “science” but tends to be more of an “art” in the field.” Atkinson, Kock & Meltzer (2012: 125)

As principais causas de insucesso na imobilização química são a falha do equipamento ou a falha na injeção do dardo.

A falha no equipamento pode dever-se a (Atkinson, Kock & Meltzer, 2012):

- Quebra da agulha por demasiada força no impacto, durante a fuga do animal ou quando este cai sobre ela;
- Não detonação do dardo aquando do impacto, com consequente não injeção do fármaco, ou injeção incompleta;
- Bloqueio (parcial ou total) de agulhas de grande diâmetro ao penetrarem na pele;
- Desvio da trajetória do dardo por carregamento de ar (pressão) inadequado, câmara do fármaco com líquido insuficiente ou estabilizador danificado;
- Dardo, ou dispositivo de projeção deste, danificado.

Quanto à falha na injeção do dardo, este pode envolver (Atkinson, Kock & Meltzer, 2012):

- Administração do agente anestésico em depósitos de gordura, tecido subcutâneo, abdómen ou cavidade torácica, provocando um atraso na indução anestésica ou mesmo fracasso desta;
- Fratura de ossos em animais pequenos, ou introdução do dardo em cavidade corporal com consequente lesão de órgãos, particularmente quando projetados sob demasiada pressão (e consequentemente velocidade excessiva), ou quando as distâncias são sobrestimadas;
- Insucesso na descarga do dardo ou deflexão para fora do corpo do animal, por má angulação do dardo no momento do impacto com a superfície cutânea;
- Descarga prematura do dardo ou projeção inadequada por existência de sujidade ou ferrugem no cano da espingarda;
- Influência das condições meteorológicas (chuva, rajadas de vento) na alteração da trajetória do dardo.

Outras causas de insucesso da operação relacionam-se com o planeamento e preparação da operação inadequados, a falta de formação da equipa de captura ou a utilização de fármacos de imobilização em subdosagem (Atkinson, Kock & Meltzer, 2012).

## 4. Fatores a considerar na Captura por Imobilização Química

### 4.1. O Animal

As dosagens de fármacos utilizadas na captura de um animal não dependem unicamente do peso deste, tendo sido determinadas experimentalmente para diferentes espécies e ajustadas ao longo do tempo. Existe uma enorme variabilidade de doses indicadas para as diferentes espécies (p.e., a dose de etorfina para imobilizar um elande é de 12 a 15 mg, enquanto que para um rinoceronte são necessários apenas três a cinco mg) e cada uma responde de modo diferente ao efeito dos fármacos e ao disparo dos dardos (alguns animais como o cobo de água, o rinoceronte ou a zebra fogem assim que o dardo as atinge, correndo longas distâncias até o efeito dos fármacos provocar a sua imobilização).

Mesmo dentro da mesma espécie as doses diferem, sendo necessárias doses inferiores para imobilizar animais em cativeiro que para animais que se encontram em estado selvagem.

No que diz respeito a aspetos comportamentais, animais dominantes e territoriais revelam-se mais difíceis de imobilizar quimicamente (ou fisicamente). As fêmeas em estro ou com crias também demonstram maior resistência à anestesia.

O estado de saúde do animal é também um fator que requer atenção. Animais doentes ou em pior estado nutricional são geralmente mais susceptíveis aos efeitos dos agentes anestésicos que os que se apresentem saudáveis e com boa condição corporal. É importante ter em atenção alguns fatores que deterioram o estado de saúde dos animais: o final da época seca, o confinamento de grandes populações (altos níveis de *stress*) e o parasitismo. Regra geral, animais jovens ou idosos tendem a ser mais suscetíveis aos efeitos secundários dos agentes anestésicos e, pelo contrário, animais gestantes frequentemente necessitam de doses superiores para serem imobilizados quimicamente (Atkinson, Kock & Meltzer, 2012).

### 4.2. O Ambiente

A temperatura ambiente é uma variável determinante no processo de captura de um animal. Os efeitos fisiológicos dos fármacos, a excitação e o aumento da atividade muscular aquando da fase de indução, geram um aumento da temperatura corporal. Quando a temperatura ambiente é superior a 25°C não existe diferença suficiente entre a temperatura exterior e a energia calorífica gerada pelo organismo do animal para que esta se possa dispersar, ocorrendo grave risco de hipertermia. Também a hipotermia é um risco durante um procedimento de imobilização em climas temperados/frios, visto que alguns fármacos levam a perda da capacidade de termorregulação dos animais.

O terreno e habitat em que o animal se encontra também afetam consideravelmente uma operação de captura. A existência de lagos, enseadas, ou outras barreiras físicas, propiciam

a ocorrência de acidentes no decorrer da fase de indução. A trajetória de um dardo pode ser alterada por uma vegetação densa, aumentando a probabilidade de insucesso de toda a operação. O vento é outro elemento que pode alterar a trajetória do dardo, além de poder alertar o animal da nossa presença, através do cheiro. Por isso, o operador deve sempre aproximar-se do animal na direção contrária do vento.

Por último, deve evitar-se disparar o dardo anestésico no final da tarde, de modo a impedir que anoiteça antes que a operação esteja concluída e minimizar a possibilidade de perda de animais sob efeito anestésico na escuridão (Atkinson, Kock & Meltzer, 2012).

#### **4.3. Agente anestésico**

São utilizadas diferentes combinações de fármacos para diferentes circunstâncias. A reversão total dos efeitos da anestesia pode ser indispensável quando existem predadores presentes, sendo necessária a utilização de agentes anestésicos reversíveis. A reversão parcial pode ser indicada quando há depressão acentuada do centro respiratório (no caso dos opióides) ou para fins de transporte em que pretendemos que o animal permaneça apenas tranquilizado e não anestesiado.

As dosagens dos antagonistas dos agentes de imobilização química devem ser memorizadas, no caso de surgimento de situações críticas que exijam uma atuação imediata. Ainda em relação aos antagonistas anestésicos, estes devem estar sempre presentes ao se utilizarem superopióides. A etorfina é um superopióide bastante perigoso para o ser humano (bastando uma gota para conduzir à morte do indivíduo), podendo ser absorvida por lesões de descontinuidade na pele ou pelas mucosas dos olhos, boca e nariz. O seu antagonista (naloxona) deve estar sempre presente durante a operação de imobilização para administração imediata quando haja a mínima suspeita de absorção do fármaco pelo veterinário ou outro elemento da equipa (Atkinson, Kock & Meltzer, 2012).

#### **4.4. Via de administração**

A imobilização química com recurso a dardos, geralmente, tem como objectivo a injeção intramuscular da solução anestésica. Os grandes músculos da coxa, do ombro e do pescoço são bastante vascularizados e permitem uma absorção relativamente rápida da solução injetável, constituindo os músculos alvo para a injeção do fármaco. Os fármacos podem ser administrados por via subcutânea inadvertidamente, resultando numa absorção lenta com consequente alargamento da fase de indução ou mesmo insucesso de imobilização. No entanto, a via subcutânea pode ser utilizada para prolongar o tempo de reversão aquando da injeção de certos antagonistas anestésicos. Os antídotos são geralmente administrados por via intravenosa, se pretendemos uma rápida reversão da anestesia (Atkinson, Kock & Meltzer, 2012).

Outras vias de administração, resultantes de localização errônea do dardo são (Atkinson, Kock & Meltzer, 2012):

- Intra-pulmonar (IPul): A injeção no pulmão conduz a uma rápida absorção do fármaco, com possível dano pulmonar ou hemorragia fatal.
- Intra-peritoneal (IP): Esta via raramente ocorre por acaso, já que o músculo abdominal tem dois a três centímetros de espessura e a agulha geralmente não penetra tão profundamente. A injeção na cavidade peritoneal apresenta uma absorção mais rápida que a IM. Pode ser usada quando a via intravenosa é de difícil acesso, no entanto não está recomendada, já que existe possibilidade de peritonite e morte do animal.
- Intra-óssea (IO): A injeção acidental por esta via pode resultar numa imobilização muito rápida do animal. É frequente o bloqueio da agulha antes que o fármaco seja injetado. O risco de fratura óssea é maior em pequenos ungulados.

É importante conhecer as indicações do fármaco antes da sua administração. A administração de fármacos formulados em óleo, como é o caso de alguns tranquilizantes de longa ação, pode ser fatal por via intravenosa.

#### **4.5. Etapas na operação de captura**

##### **4.5.1. Aproximação e disparo**

A aproximação ao animal e o disparo do dardo são determinantes no procedimento de imobilização química. Com a atual eficácia das misturas de agentes anestésicos, uma boa aproximação e correta colocação do dardo asseguram, virtualmente, o sucesso do procedimento. Uma boa camuflagem no ambiente e uma distância adequada à experiência do operador propiciam um menor número de falhas na colocação do dardo e uma diminuição dos riscos para o animal.

A aproximação a pé é difícil, mesmo tendo atenção a ausência de ruído e a aproximação contra o sentido do vento, se se considerar o que o alvo são espécies-presa (bastante alertas e vigilantes). O disparo através de um veículo que os animais vejam regularmente na área melhora as hipóteses de sucesso da operação. É aconselhável conduzir em posição tangente aos animais como se “de passagem” e o dardo deve atingir o animal com um ângulo de 90 graus (Atkinson, Kock & Meltzer, 2012)

É fundamental estar preparado para disparar à primeira oportunidade, pois é frequente não existir uma segunda se a área for muito vasta. A primeira oportunidade de disparo é sempre a melhor porque é quando o animal se encontra mais desprevenido. O animal atingido pelo dardo deve ser seguido à distância, já que, quanto maior a proximidade da equipa de captura, maior o nível de *stress* a que este é sujeito e consequentemente mais prolongada vai ser a fuga do animal. Esta situação de *stress* provoca um aumento na libertação de catecolami-



nas pela glândula suprarrenal o que reduz a respostas dos recetores adrenérgicos (WebHu, 2013), diminuindo os efeitos de alguns fármacos anestésicos (alfa-2 agonistas). Consequentemente o tempo de queda do animal (e os riscos de trauma) aumenta, assim como o risco de desenvolvimento de hipertermia e de miopatia de captura (temas abordados no capítulo seis, referente às causas de morte).

#### 4.5.2. Fase de indução

A fase de indução consiste no intervalo de tempo entre a injeção do dardo e o momento em que o animal se encontra em decúbito. Esta fase é influenciada por diversos fatores: reações espécie-específicas, dosagens anestésicas, local de injeção e excitabilidade do animal. Deve-se registar o tempo assim que o dardo atinge o alvo. Os estadios observados durante este período (Figura 13) tendem a decorrer de acordo com uma determinada sequência e o tempo total da indução anestésica deve durar entre três a quinze minutos. Uma curta fase de indução é um dos parâmetros mais valorizantes para protocolo anestésico de imobilização químicos. Burroughs, Meltzer e Merkel (2012) defendem que os fármacos de imobilização atualmente utilizados devam induzir a imobilização num período de quatro a oito minutos. Alguns fármacos apresentam características típicas nesta fase; é o caso da etorfina cuja indução é caracterizada pela excitação e movimento de pedalar (“hackney gait”; Atkinson, Kock & Meltzer, 2012).

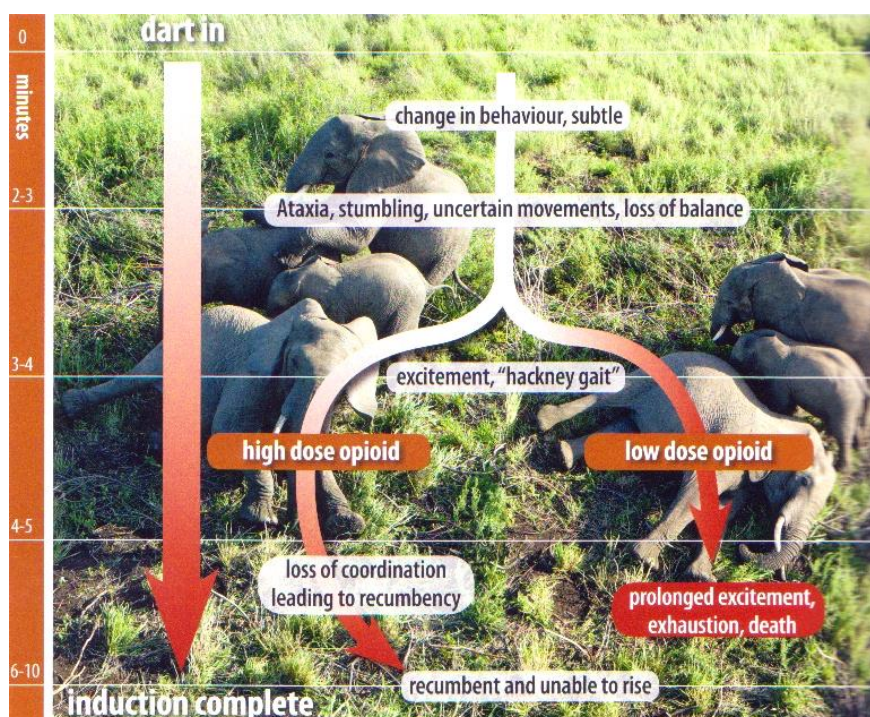


Figura 13 - Estadios de indução ilustrados desde o disparo do dardo ao animal em decúbito, característicos da indução por opióides (Atkinson, Kock & Meltzer, 2012).



#### 4.5.3. Maneio do animal imobilizado

Após a indução anestésica, é importante considerar os seguintes aspetos na manipulação do animal imobilizado:

- 1) Aproximação ao animal silenciosa, de preferência por trás (esperar e assegurar que se encontra totalmente sob efeito anestésico);
- 2) Segurar a cabeça (se hastes/cornos, segurar na base destes);
- 3) Diminuir a perceção sensorial (colocar venda nos olhos e compressas nos ouvidos) enquanto se verifica o estado do animal (grau de relaxamento, frequência e profundidade da respiração);
- 4) Posicionamento correto do corpo (de preferência decúbito esternal, evitar o decúbito lateral esquerdo, em ruminantes. Se o terreno for inclinado, a região cranial do animal deve situar-se na parte mais elevada, de modo a que os órgãos abdominais não comprimam o tórax) e mudança frequente de decúbito em animais de grande porte, de modo a evitar a compressão excessiva dos membros;
- 5) Restrição de movimentos (se necessário, administrar dose adicional de agente anestésico ou utilizar métodos físicos de contenção, p.e. cordas);
- 6) Posicionamento adequado da cabeça e pescoço (o pescoço mais elevado que o rúmen evita a regurgitação e a cabeça inclinada para baixo evita a aspiração de saliva);
- 7) Remoção do dardo;
- 8) Rápido exame do animal (assegurar que não existem lesões resultantes da operação de captura; se houver, tratá-las) (Atkinson, Kock & Meltzer, 2012).

#### 4.5.4. Monitorização anestésica

A monitorização de um animal imobilizado quimicamente é essencial na deteção de alterações fisiológicas antes que estas provoquem danos irreversíveis, na manutenção da profundidade anestésica adequada e na avaliação da eficácia dos cuidados de suporte. Os princípios aplicados na monitorização de animais selvagens são idênticos aos aplicados em animais domésticos, embora ainda seja necessário desenvolver uma maior pesquisa para avaliar a precisão, sensibilidade e confiança do equipamento de monitorização.

O desenvolvimento contínuo, por parte da medicina humana, de tecnologia que meça variáveis previamente ignoradas (p.e. saturação de oxigénio na hemoglobina), e de equipamen-



Figura 14 - Monitorização cardíaca em imobilização química com etorfina de sitatunga (*Tragelaphus spekii*), no Badoca. (Fotografia original)

tos pequenos e portáteis, beneficia em larga escala a medicina dos animais selvagens, que exige aparelhos que possam ser facilmente transportados (Heard, 2007).

A monitorização anestésica inclui a adequação da profundidade anestésica (associada ao relaxamento muscular e analgesia), avaliação da frequência e ritmo cardíaco (Figura 14), ventilação, oxigenação e temperatura corporal (Richard Bednarski et al, 2011).

A profundidade anestésica, segundo Heard (2007), é determinada pelo fármaco anestésico, pela dosagem, pela espécie animal, pela presença ou ausência de doença e pelo estado fisiológico do animal. A divisão da anestesia em amnésia ou inconsciência, analgesia e relaxamento muscular, facilita esta avaliação (Haskins, 1996). Assume-se o aumento da profundidade anestésica quando se verifica diminuição do tônus muscular (p.e. músculo mandibular ou esfíncter anal), desaparecimento do reflexo palpebral e corneal e estabelecimento de um padrão respiratório regular e uniforme. Em regra, o reflexo corneal e o tônus anal encontram-se presentes nos primeiros planos de anestesia cirúrgica. A posição e diâmetro pupilar, em mamíferos, altera-se com o estadio anestésico e a sua avaliação revela-se um bom indicador do aprofundamento ou superficialização da anestesia. Em vertebrados, uma pupila imóvel e dilatada, sem reflexo corneal ou pupilar é indicadora de excessiva profundidade anestésica ou isquemia do tronco encefálico (Heard, 2007).

A monitorização efetuada no decorrer do procedimento anestésico recai sobretudo sobre o sistema cardiorrespiratório e a temperatura corporal (Atkinson, Kock & Meltzer, 2012).

A monitorização cardiovascular básica consiste na inspeção da coloração da pele e mucosas, palpação das extremidades (sentir a temperatura) e do pulso periférico e auscultação cardíaca (Miller et al., 2009). Uma adequada função cardiovascular, i.e. adequado fornecimento de oxigénio e nutrientes aos tecidos e remoção de dióxido de carbono e produtos do metabolismo celular (p.e. lactato), implica um fluxo capilar suficiente para estas funções. A medição da pressão arterial sistémica proporciona uma avaliação indireta do débito cardíaco e, por acréscimo, da perfusão tecidual. A frequência cardíaca é um fator determinante do débito cardíaco, podendo qualquer alteração (bradicardia, taquicardia ou arritmia) severa resultar em diminuição do fluxo sanguíneo. O ritmo e frequência cardíaca são examinados através da auscultação. Além do estetoscópio precordial, é possível utilizar equipamentos mais avançados, como o estetoscópio esofágico, ou versões mais sofisticadas deste que incluem eléctrodos de eletrocardiografia. Outros indicadores indiretos de perfusão tecidual incluem o tempo de repleção capilar (TRC), a coloração das membranas mucosas, a produção de urina, e a análise da distribuição dos gases no sangue (oxigénio e dióxido de carbono), através de gasimetria. Um TRC prolongado (superior a 2 segundos) é indicativo de fraca perfusão tecidual periférica, enquanto a avaliação da coloração das membranas pode indicar anemia (palidez), endotoxemia (hiperémia seguida de palidez) e hipoxémia (azul ou roxo). Fármacos que participam na imobilização química, como a xilazina (um agonista  $\alpha 2$ -

adrenérgico), podem provocar hipotermia e hipovolémia (mucosas pálidas) através da produção de vasodilatação.

A medição da pressão arterial sanguínea pode ser efetuada de forma direta ou indireta. A medição indireta utiliza três técnicas: oscilometria, método automático e *Doppler*. A medição direta, por sua vez, além de ser mais dispendiosa (pelo monitor que exige), apresenta maior dificuldade técnica. O cateter utilizado para a medição da pressão sanguínea pode ser útil para colheita de sangue arterial para gasimetria.

Os dois métodos de monitorização cardíaca, a eletrocardiografia e o *Doppler*, são pouco práticos em animais selvagens. A eletrocardiografia é recomendada para monitorização de rotina, sempre que seja detectado um pulso anormal ou uma arritmia ou quando o animal apresente uma história sugestiva de patologia cardíaca ou renal (p.e. síncope). O *Doppler* é utilizado para monitorização sonora do fluxo sanguíneo (Heard, 2007).

A função respiratória também deve ser cuidadosamente monitorizada em animais imobilizados. O aumento ou diminuição da frequência respiratória é o primeiro sinal de que o plano anestésico começa a superficializar ou a aprofundar, respetivamente, permitindo-nos atuar rapidamente. No caso de a anestesia atingir um plano demasiado profundo, a paragem respiratória irá preceder a cardíaca, consistindo um importante sinal de alerta. Por isso, a frequência respiratória, assim como os níveis de oxigenação do sangue, devem ser monitorizados continuamente (Meltzer & Kock, 2012).

O método de auscultação, já referido na monitorização cardíaca, serve igualmente para a monitorização da respiração. A gasimetria do sangue arterial é o método que analisa com maior precisão a função respiratória, avaliando a oxigenação, o equilíbrio ácido-base e a adequada ventilação do indivíduo. Ainda que seja considerado o método mais fiável e preciso de monitorização respiratória, não é um método prático ou comum, sendo apenas utilizado periodicamente para verificar a precisão do pulsioxímetro ou do capnógrafo (aparelho que mede a concentração de dióxido de carbono e de outros gases nas vias aéreas do paciente [Gal, 1994]) durante procedimentos cirúrgicos. Existem vários aparelhos de gasimetria portáteis, úteis em trabalho de campo, que utilizam pequenos volumes de sangue. É o caso do i-STAT® (Abbott, East Windsor, NJ) e do IRMA *TruPoint*® (ITC, Edison, NJ).

A oximetria de pulso é um método barato e não-invasivo, indicado para monitorizar a oxigenação sanguínea. Além de estimarem a saturação da hemoglobina sanguínea em oxigénio, os pulsioxímetros comerciais medem também o pulso arterial. Os oxímetros efetuam a sua medição através de sinais pulsáteis (transmissão) ou pela refletância (reflexão) do tecido vascularizado. O sensor do pulsioxímetro de transmissão pode ser colocado na orelha, língua, mucosa bucal, vulva, prepúcio ou cauda, enquanto o de reflexão é utilizado no esófago ou recto (Heard, 2007). O uso da oximetria de pulso pode alertar antecipadamente para uma deterioração do sistema cardiopulmonar antes de ser clinicamente visível (Angel Rivera,

2003). Durante a anestesia, a saturação de oxigénio deve situar-se sempre entre 95 e 100%. Uma saturação de hemoglobina em oxigénio, em sangue arterial, igual ou inferior a 94%, significa que o animal está hipóxico e uma saturação inferior a 90% é indicadora de uma emergência clínica. Valores abaixo de 90% estão relacionados com uma pressão parcial de oxigénio em sangue arterial (PaO<sub>2</sub>) inferior a 60mmHg (Iain Wilson, 2013). Os pulsioxímetros apresentam leituras pouco precisas na presença de um fluxo sanguíneo periférico reduzido, seja por hipotensão ou vasoconstricção, e são bastante afetados pelo movimento e pigmentação da pele ou mucosas. Por esta razão, dá-se por vezes preferência à colocação do sensor do pulsioxímetro na mucosa vaginal quando os animais possuem uma língua escura. Também a presença de saliva em excesso (um efeito secundário típico das ciclohexilaminas) prejudica a leitura do sensor quando este se encontra na língua. Os pulsioxímetros apresentam ainda outras desvantagens: detectam a presença do pulso mas não asseguram que o fluxo sanguíneo é adequado; e a sua calibração assume apenas dois tipos de hemoglobina (oxihemoglobina e hemoglobina), interpretando a metemoglobina e a carboxihemoglobina (quando presentes) como um dos tipos que reconhece ou uma combinação entre ambos (Heard, 2007). A precisão e fiabilidade dos pulsioxímetros varia também com a espécie animal, posição da sonda ou marca comercial (Matthews, Hartke & Allen, 2003; Heard, 2007). A avaliação deste método, principalmente em espécies não domésticas, exige assim maior investigação (Heard, 2007). Continua, no entanto, a ser um método de monitorização bastante útil pela observação das tendências de oxigenação durante o período em que o animal se encontra anestesiado e funciona como um alerta quando se verifique uma alteração acentuada dos valores registados.

A temperatura corporal é o último dos parâmetros fisiológicos, exigindo igualmente uma monitorização constante durante um procedimento de imobilização química. Os anestésicos gerais alteram os mecanismos fisiológicos de termorregulação encaminhando o animal para um estado de hipotermia (Miller et al, 2009). Animais selvagens, capturados em ambientes muito quentes e cujo período de indução anestésica é elevado tendem a desenvolver hipotermia (este tema será abordado mais detalhadamente no capítulo 6).

A utilização de termómetros de vidro deve ser evitada pelo elevado risco de quebra ou até de lesão do animal. Por sua vez, os termómetros digitais são úteis e devem possuir um curto tempo de medição (Heard, 2007). A temperatura média corporal pode ser estimada com alguma precisão através da medição da temperatura oral, axilar ou retal, embora estes valores sejam ligeiramente inferiores ao da temperatura fisiológica.

#### **4.5.5. Reversão anestésica e libertação**

Previamente à administração do antídoto, para reversão do estado de imobilização do animal, deve assegurar-se que todos os procedimentos foram concluídos. Todo o equipamento

deve ser retirado da área envolvente ao animal e as pessoas não necessárias ao processo de reversão anestésica devem afastar-se e observar de uma distância de segurança (para a equipa e para o animal, que deve acordar num ambiente espaçoso e tranquilo). Os estádios de recuperação (Figura 15) após a administração do antídoto são: o aumento da frequência respiratória, o aparecimento de sinais de reflexão (deglutição, reflexo palpebral, reflexo auricular), o levantar da cabeça (ou a capacidade de a manter suspensa) e, finalmente, o esforço realizado para se levantar até se manter em estação. Uma pessoa deve permanecer com o animal até os sinais da reversão anestésica se tornarem claros, ou até este conseguir manter a sua cabeça suspensa, afastando-se em seguida, sem nunca virar as costas ao animal. No caso de animais potencialmente perigosos, a equipa não deve aguardar que o animal manifeste os primeiros sinais de despertar, mas sim distanciar-se para um local seguro. (Atkinson, Kock & Meltzer, 2012).

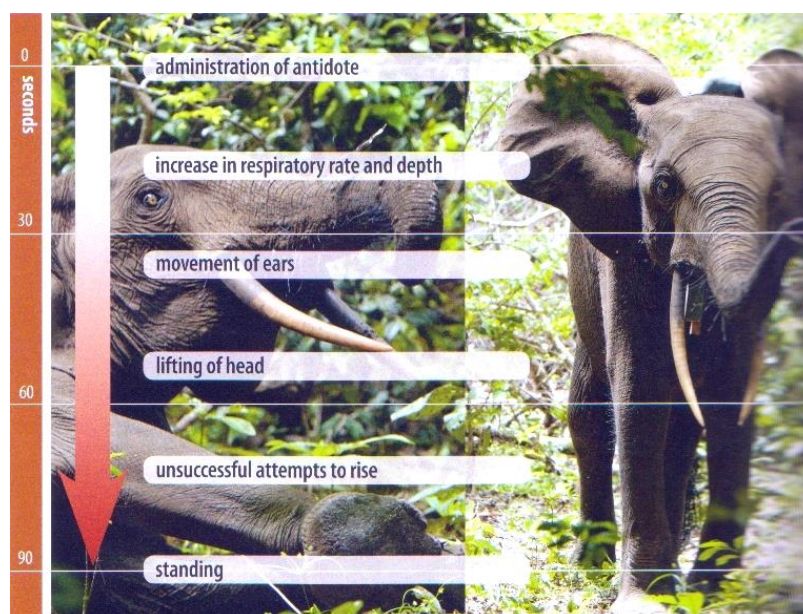


Figura 15 – Ilustração dos estádios de recuperação após a injeção do agente responsável pela reversão anestésica até ao momento em que o animal se encontra em estação e totalmente desperto (Atkinson, Kock & Meltzer, 2012).

## 5. Farmacologia aplicada à imobilização química de ungulados

### 5.1. A escolha do fármaco

A anestesia geral caracteriza-se por: analgesia, perda de consciência, amnésia, ausência de reflexos sensoriais e autonómicos e relaxamento muscular esquelético. Para além de provocar estes efeitos, o fármaco de imobilização ideal deve possuir os seguintes atributos (Burroughs, Meltzer & Merkel, 2012):

- Potência: O volume de fármaco que pode ser carregado num dardo é limitado (máximo três ml). Assim, interessa que o fármaco utilizado seja suficientemente potente para que um pequeno volume consiga alcançar o efeito desejado;

- Indução rápida: O objetivo é conseguir o tempo de indução mais curto possível, de modo a que o animal não se afaste demasiado. Considera-se vantajoso que os agentes anestésicos utilizados atualmente provoquem a imobilização do animal num período de quatro a oito minutos;
- Segurança: A dose de qualquer fármaco é calculada a partir da massa corporal do animal, por vezes difícil de estimar à distância. Os fármacos utilizados atualmente em operações de captura apresentam já uma grande margem de segurança. Quanto maior a diferença entre a dose máxima efectiva e a dose mínima letal, mais seguro é o fármaco (Figura 16).
- Efeitos secundários mínimos: efeitos secundários severos como excitação ou convulsões, podem ser letais em animais que se encontram em liberdade. A depressão respiratória é um efeito secundário comum em muitos fármacos, e pode não haver condições suficientes para a reverter no campo;
- Reversão: É essencial a utilização de um agente anestésico cujos efeitos sejam possíveis de reverter quimicamente, especialmente quando se trata de animais de grande porte. Animais que resistem durante a fase de recuperação apresentam maiores probabilidades de se lesionarem. A reversão anestésica pode ainda ser a única forma de salvar um animal que desenvolva complicações quando imobilizado;
- Injeção IM não irritante;
- Capacidade de se misturar com vários fármacos;
- Estável sob variadas condições.

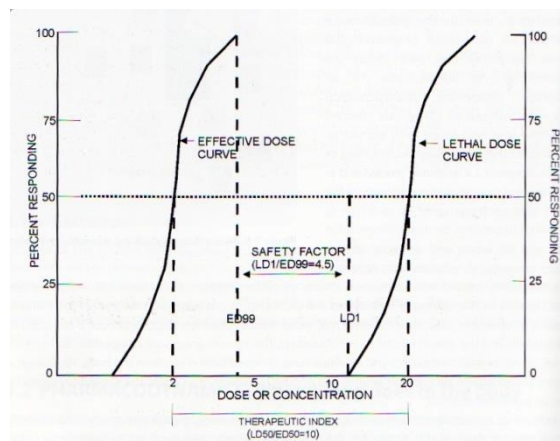


Figura 16 - Gráfico ilustrativo da percentagem de resposta (efectiva ou letal) a uma dose ou concentração de um fármaco. (Burroughs, Meltzer & Merkel, 2012).

Visto não existir nenhum fármaco que possua todos estes atributos, a melhor opção é a combinação de fármacos que melhor inclua todos os requisitos. Geralmente utiliza-se a combinação de um agente anestésico de imobilização com um tranquilizante ou sedativo. Este segundo agente irá atuar sinergicamente com o agente anestésico e modificar os efeitos deste, preferencialmente inibindo os efeitos secundários negativos (Burroughs, Meltzer & Merkel, 2012).

Os agentes anestésicos de imobilização dividem-se em dois grandes grupos: os opióides e as ciclohexilaminas. A Tabela 1 apresenta uma classificação de fármacos anestésicos injetáveis, apresentando os códigos atribuídos por um sistema de classificação ATC (*Anatomi-*

cal Therapeutic Chemical) usado pelo “WHO Collaborating Centre for Drug Statistics Methodology”.

Tabela 1 - Fármacos anestésicos injetáveis com aplicação na imobilização química, por Lumb & Jones, adaptado de David Pierce e Eugenie Heitmiller, 2008; e códigos segundo o “WHO”.

<b>ANESTÉSICOS GERAIS</b> (N01A)	<b>Não opióides</b>	Barbitúricos (N01AF)	Pentobarbital (N05CA01) Tiopental (N01AF03)
		Ciclohexilaminas e Outros (N01AX)	Quetamina (N01AX03) Tiletamina Etomidato (N01AX07) Propofol (N01AX10)
	<b>Opióides</b> (N01AH), (N02A)	Derivados de Oripavina (N02AE)	Etorfina
		Derivados da Morfina (N02AF)	Butorfanol (N02AF01)
		Derivados da fenilpiperidina (N02AB)	Fentanil (N01AH01), (N02AB03) Carfentanil Tiafentani
<b>PSICOLETICOS</b> (N05) (Neuroléticos)	<b>Sedativos</b>	Benzodiazepinas (N05BA)	Diazepam (N05BA01) Midazolam (N05CD08) Zolazepam
		$\alpha$ 2-Agonistas	Xilazina Detomidina Medetomidina
	<b>Tranquilizantes</b>	Derivados da Fenotiazina (N05AA)	Acepromazina (N05AA04)
		Derivados das Butirofenonas (N05AD)	Azaperona Haloperidol (N05AD01)
		Tranquilizantes de Longa Ação	Enantato de perfanazina (N05AB03) Acetato de zuclopentixol (N05AF05)
<b>Bloqueadores Neuromusculares Periféricos</b> (M03A)		Antagonistas competitivos	Galamina (M03AC02)
		Antagonistas não competitivos	Suxametonio (M03AB01)

Tabela 2 - Antagonistas mais comuns, dos fármacos anestésicos utilizados na imobilização química de animais selvagens, adaptado de Burroughs, Meltzer & Kock (2012).

Antagonistas Opióides	Parciais	Diprenorfina
		Butorfanol
	Totais	Naltrexona
		Naloxona
Alfa-2 Antagonistas		Yohimbina
		Atipamezol

Os opióides constituem os principais fármacos na imobilização química de herbívoros selvagens e o aparecimento da etorfina, um opióide extremamente potente, revolucionou o uso de fármacos nesta área. É atualmente o fármaco mais utilizados na captura de herbívoros selvagens, embora apresente a grande desvantagem de não ser comercializado na Europa. Os seus efeitos podem ser revertidos pela administração de antagonistas como a naloxona e a naltrexona (Tabela 2).

As ciclohexilaminas encontram-se em segundo lugar na lista de agentes anestésicos mais utilizados na imobilização química, depois dos opióides. Induzem uma anestesia dissociativa numa grande variedade de espécies, incluindo mamíferos, aves e répteis. A recuperação da anestesia provocada por ciclohexilaminas depende unicamente do metabolismo e da excreção da solução anestésica pelo organismo, visto não existirem antagonistas que revertam os seus efeitos. A quetamina é de uso comum, geralmente em combinação com xilazina ou medetomidina. A sua utilização na imobilização de espécies de grande porte é contudo limitada pelo elevado volume anestésico necessário. Outra ciclohexilamina comum na imobilização química de animais selvagens é a tiletamina, utilizada em combinação com zolazepam (Zoletil ou Telazol).

O grupo dos psicoléticos (Tabela 1) apresenta um papel fundamental na imobilização química de animais selvagens porque, além de atuarem sinergicamente com o agente anestésico primário, inibem ainda alguns dos efeitos adversos causados por este. Os tranquilizantes e sedativos têm efeitos semelhantes, acalmando o animal, por interferência com neurotransmissores adrenérgicos no SNC e SNP, no entanto existe distinção entre ambos. Os tranquilizantes são fármacos que quando administrados em doses superiores às recomendadas pelo fabricante não aumentam o seu efeito, podendo provocar efeitos adversos. Em contraste, o sedativo pode ser administrado em doses elevadas, chegando inclusive a imobilizar um animal. É importante sublinhar que a dose de sedativo aplicada em misturas anestésicas é, geralmente, baixa. Existe também uma diferença de especial interesse entre estes dois grupos de fármacos, que diz respeito à disponibilidade de antídotos para os sedativos, mas não para os tranquilizantes (Burroughs, Meltzer & Morkel, 2012).

## **5.2. Classificação de fármacos aplicados à captura de ungulados**

### **5.2.1. Agentes primários de imobilização**

Os barbitúricos, o propofol e as ciclohexilaminas são fármacos capazes de induzir um estado de anestesia (analgesia e perda de consciência). Os opióides induzem um estado intermédio entre paralisia e anestesia e a sua classificação mais correta é como neuroleptanalgésicos (Kreeger & Arnemo, 2012).



O uso dos barbitúricos tem sido descontinuado pelo aparecimento de fármacos bastante mais eficazes e seguros. Por sua vez, o propofol (um fármaco de duração ultracurta) encontra um uso limitado em ungulados selvagens pela necessidade de grandes volumes e por apenas poder ser administrado por via IV, o que impossibilita a imobilização química por injeção remota. Restam-nos, assim, as ciclohexilaminas e os opióides como agentes primários de imobilização em ungulados selvagens (Kreeger & Arnemo, 2012).

#### 5.2.1.1. Ciclohexilaminas

Este grupo de fármacos apresenta uma neurofarmacologia complexa, uma vez que interage com vários tipos de recetores em diversos locais de ligação, incluindo os recetores de glutamato, opióides, gabaérgicos, serotoninérgicos, além de agir, direta ou indiretamente sobre as monoaminas (acetilcolina, noradrenalina e dopamina). Induzem uma anestesia com dissociação entre o tálamo e o sistema límbico (anestesia dissociativa) caracterizada pela hipertonicidade muscular (Swan, 1993; Alonso, 2005; Silva et al, 2009).

Caracterizam-se por produzirem um estado catalético, no qual os olhos permanecem abertos mantendo os reflexos corneais e luminosos presentes. Quando utilizadas isoladamente, as ciclohexilaminas tendem a provocar induções e recuperações violentas e, ocasionalmente, convulsões. Por esta razão, é comum a sua utilização em conjunto com tranquilizantes ou sedativos (Kreeger & Arnemo, 2012). A quetamina é frequentemente usada em combinação com  $\alpha 2$ -agonistas (xilazina, detomidina e medetomidina) enquanto a tiletamina é já comercializada em conjunto com zolazepam, um benzodiazepínico (Burroughs, Meltzer & Morkel, 2012).

**A. Cloridrato de quetamina** (Swan, 1993; Alonso, 2005; Silva et al, 2010; Burroughs, Meltzer & Morkel, 2012; Kreeger & Arnemo, 2012):

Disponibilidade: Em solução injetável com concentrações de 10, 50 ou 100 mg/ml. Se necessário uma concentração mais elevada é possível obter quetamina em pó sob prescrição veterinária, sendo possível obter uma concentração de 250 mg/ml. Encontra-se disponível nas seguintes marcas comerciais: Anaket-V®, Imalgene®, Ketalar®, Vetalar®.

Vias de administração: IM, IV, SC, IP, PO.

Vantagens:

- Eficaz em muitas espécies (indicada particularmente para carnívoros selvagens, primatas não-humanos, répteis e aves);
- Ampla margem de segurança (elevado índice terapêutico);
- Boa analgesia periférica;
- Bom suporte cardiovascular (aumento da FC e da pressão arterial);

- Manutenção moderada da função respiratória, com preservação do transporte de oxigénio, provocando apenas uma depressão respiratória temporária;
- Efeito sinérgico com muitos tranquilizantes e anestésicos;
- Manutenção do reflexo de deglutição.

#### Desvantagens:

- Indução e recuperação turbulentas (se utilizada sozinha);
- Fraco relaxante muscular;
- Injeção IM dolorosa - associada às propriedades irritantes da quetamina (pH baixo);
- Convulsivo, particularmente com administrações prolongadas ou doses elevadas;
- Apneia transitória pode ser provocada por uma administração IV rápida;
- Efeitos secundários: sialorreia; excitação na fase de indução com consequente hipertermia; estado de catalepsia com hipertonidade muscular; hipoventilação/ hipoxemia; manutenção dos olhos abertos e midríase marcada.

Antagonistas: sem antagonista.

**B. Cloridrato de tiletamina + zolazepam** (Swan, 1993; Alonso, 2005; Silva et al, 2010; Burroughs, Meltzer & Morkel, 2012; Kreeger & Arnemo, 2012):

Disponibilidade: A tiletamina é comercializada em combinação 1:1 com zolazepam (Zoletil®), em concentrações de 50, 125 ou 250 mg de tiletamina e quantidade idêntica de zolazepam em pó (Zoletil® 20, 50 ou 100, respetivamente). O pó é dissolvido em água estéril (solvente Zoletil®) para uso como solução injetável. O fármaco é apresentado em embalagens simples contendo um frasco de Zoletil® 20, 50 ou 100 e um segundo frasco com o veículo.

Vias de administração: IM, IV, SC, IP, PO.

#### Vantagens:

- Vantagens semelhantes às da quetamina
- Mais potente que a quetamina e com superior duração do efeito anestésico;
- Combinação do zolazepam com a tiletamina promove: potencialização dos efeitos anestésicos da tiletamina, relaxamento muscular, abolição das convulsões e indução e recuperação suave da anestesia;

#### Desvantagens:

- Efeitos secundários semelhantes aos da quetamina. (A utilização de zolazepam em conjunto com a tiletamina permite diminuir os seus efeitos cataléticos e convulsivos.)

Antagonistas: As ciclohexilaminas não possuem antagonistas. Existe a possibilidade de reverter os efeitos do zolazepam com Flumazenil (no entanto a meia vida do zolazepam é mais curta que a da tiletamina).

### 5.2.1.2. Opióides

Os opióides atuam por mimetização de péptidos opiodes endógenos (encefalinas, dinorfinas,  $\beta$ -endorfinas e endomorfina), interagindo com recetores opioides específicos ( $\mu$ ,  $\delta$  e  $\kappa$ ) encontrados no SNC e no sistema gastrointestinal. Recentemente foi caracterizado por Smith e Moran (2001) um novo recetor opioide, um nociceptor, também conhecido por recetor NOP, cujo único ligando endógeno, a nociceptina (ou orfanina FQ), apesar de homóloga com os ligandos clássicos, não parece interagir com os recetores clássicos ( $\mu$ ,  $\kappa$  e  $\delta$ ; Gavioli, 2003).

- **Recetor  $\mu$ :** aparenta ser o mediador dos efeitos analgésicos clínicos mais revelantes, assim como da maioria dos efeitos secundários associados à administração de opioides.
- **Recetor  $\delta$ :** tende a ser um fraco analgésico, podendo modificar outros recetores.
- **Recetor  $\kappa$ :** mediador da analgesia em várias localizações específicas no SNC e nos tecidos periféricos.
- **Recetor NOP:** em contraste com os recetores opioides clássicos, não é mediador na analgesia típica dos opiodes. Pelo contrário induz atividade pró-nociceptiva.

Os opióides (endógenos ou exógenos) ligam-se aos seus recetores opioides, inibindo a atividade da adenilato ciclase, conduzindo a uma redução de AMPc intracelular. Também promovem a abertura dos canais de potássio e inibem a abertura dos canais de cálcio dependentes de voltagem, reduzindo, assim, a excitabilidade neuronal e a liberação de neurotransmissores adrenérgicos (catecolaminas; Swan, 1993; Grimm & Lamont, 2007).

A administração sistémica (IM, IV, SC) de analgésicos opioides resulta num rápido estabelecimento dos seus efeitos por interação destes com os recetores que se encontram no SNC. Os opióides interferem na neuromodulação da dor, comportamento, tónus muscular voluntário e motilidade gastrointestinal. Apresentam efeitos psicotrópicos diferentes entre espécies (Tranquilli, Thurmon & Grimm, 2007; Burroughs, Meltzer & Morkel, 2012). Estes fármacos não são verdadeiros anestésicos, induzindo um estado de imobilização caracterizado por movimentos espontâneos e resposta ao som, toque e outros estímulos, que indicam que o animal não se encontra completamente inconsciente. São, no entanto, analgésicos potentes e permitem a realização de procedimentos cirúrgicos menores (Kreeger & Arnemo, 2012).

Os três opióides usados mais frequentemente são a etorfina, o tiafentanil e o carfentanil. O tiafentanil e o carfentanil derivam do fentanil. A etorfina é um análogo da tebaína (ou paramorfina) e é o fármaco mais utilizado na captura de ungulados selvagens (Kreeger &

Arnemo, 2012). Os animais submetidos a este potente opióide demonstram, na fase de indução, sintomas bastante característicos: ataxia, incoordenação, hipermetria dos membros anteriores, *stargazing*, perda de visão e perda de medo das pessoas (Tranquilli, Thurmon & Grimm, 2007; Burroughs, Meltzer & Morkel, 2012).

A combinação com tranquilizantes ou sedativos, como a azaperona ou fármacos alfa-2 agonistas, aumenta o potencial dos opioides e diminui a excitação e hipertonicidade muscular por estes gerada (Burroughs, Meltzer & Morkel, 2012).

**A. Etorfina** (Swan, 1993; Grimm & Lamont, 2007; Tranquilli et al, 2007; Burroughs, Meltzer & Morkel, 2012; Kreeger & Arnemo, 2012):

Disponibilidade: Soluções injetáveis de cloridrato de etorfina de 2,45 mg/ml em combinação com acepromazina a 10 mg/ml (Large Animal Immobilon®) encontravam-se até recentemente disponíveis na Europa. Atualmente apenas uma formulação de 9,8 mg/ml (M99®, Captivon®) é comercializada e não se encontra disponível na Europa.

Vias de administração: IM, IV, SC, PO.

Vantagens:

- Elevada potência analgésica (500 a 1000 vezes superior à morfina), o que permite alcançar um volume de anestésico adequado à imobilização de espécies de grande porte;
- Curto tempo de indução;
- Bom suporte cardiovascular;
- Possibilidade de reversão rápida dos seus efeitos por antagonistas.

Desvantagens:

- Substância extremamente perigosa para humanos;
- Grandes depressores respiratórios, podendo conduzir a hipoxia severa, hipercapnia e progressiva acidose;
- Possibilidade de renarcotização após a antagonização<sup>4</sup>;
- Excitação no período de indução - tendência a correr até o fármaco atuar;
- Não interfere com os sentidos da audição, visão e tacto;
- Fracos relaxantes musculares em algumas espécies (ungulados, equídeos);
- Provocam hipertermia como resultado da excitação ou da hipertonicidade muscular; estase ruminal e diminuição da motilidade gastrointestinal; hipertensão; oligúria transitória e sialorreia.

Antagonistas: Diprenorfina (parcial), naloxona e naltrexona (totais).

4) A reciclagem da etorfina, por circulação enterohepática ou redistribuição dos depósitos no tecido adiposo ocorre ocasionalmente conduzindo a uma renarcotização do animal, isto é, regresso dos efeitos opioides (Burroughs, Meltzer & Morkel, 2012).

**B. Fentanil, Tiafentanil e Carfentanil** (Swan, 1993; Grimm & Lamont, 2007; Tranquilli et al, 2007; Burroughs, Meltzer & Morkel, 2012; Kreeger & Arnemo, 2012):

Disponibilidade: O Fentanil encontra-se disponível como citrato de fentanil em solução injetável de 50 µg/ml (Sublimaze®), e em pó em saquetas de 0,1 ou 1,0 grama para diluição em água estéril ou em DMSO (Farmacêutica V-Tech). A dosagem necessária para a imobilização de animais selvagens ainda não se encontra comercialmente disponível e é necessária a obtenção direta do fabricante. A preparação de soluções injetáveis muito concentradas (superiores a 30 mg/ml) exige a utilização de dimetilsulfóxido (DMSO) como veículo. O tiafentanil (Thiafentanil A-3080) encontra-se disponível numa solução de 10mg/ml e o carfentanil (Wildnil®) em 3mg/ml. Nenhum destes fármacos (tiafentanil e carfentanil) se encontra disponível para comercialização na Europa.

Vias de administração: IV, IM, SC, PO.

Vantagens e desvantagens: Semelhantes às da etorfina. São fármacos particularmente úteis em espécies muito sensíveis à etorfina, como a impala e a cabra-de-leque. As zebras são fentanil-resistentes.

Antagonistas: Diprenorfina, naloxona e naltrenoxa.

**C. Butorfanol** (Swan, 1993; Grimm & Lamont, 2007; Tranquilli et al, 2007; Burroughs, Meltzer & Morkel, 2012; Kreeger & Arnemo, 2012):

Disponibilidade: Solução injetável de tartarato de butorfanol com concentração de 1; 1,25; 2; 10 e 50mg/ml. Também disponível em comprimidos e pastas orais para carnívoros. Nomes comerciais: Stadol®, Torbugesic®

Vias de administração: IV, IM, SC, PO.

Vantagens:

- Seguro (grande índice terapêutico);
- Efeitos cardiovasculares e respiratórios mínimos;
- Propriedades analgésicas (agonista dos recetores opióides kappa);
- Reversão parcial dos efeitos dos opióides puros (antagonista dos recetores opióides *mu* e agonista dos recetores *kappa*), sendo útil em situações de depressão respiratória acentuada;
- Sedação de animais mantendo-os em estação, útil no transporte de animais (particularmente rinocerontes).

Desvantagens:

- Analgesia e sedação pouco eficaz, quando utilizado sozinho;
- Efeitos secundários: hipotensão, anorexia, náusea/vómito, depressão respiratória.

Antagonistas: Naloxona e naltrexona.

## 5.2.2. Sedativos

### 5.2.2.1. Benzodiazepinas

Os efeitos das benzodiazepinas derivam da sua afinidade para recetores específicos no cérebro e medula espinhal. As benzodiazepinas atuam sobre o recetor GABA-A, tornando-os mais sensíveis à ação do próprio ácido gama-aminobutírico (GABA), o principal neurotransmissor inibidor no sistema nervoso central dos mamíferos. Outro mecanismo de ação deste grupo de fármacos consiste na promoção de inibição neuronal central pela glicina. (Swan, 1993).

Os efeitos farmacológicos gerais das benzodiazepinas são: sedação, ansiólise, anticonvulsão, relaxamento muscular e depressão respiratória. Sobredosagens destes fármacos podem ser usadas como anestésicos gerais. Mais frequentemente, são utilizadas em combinação com agentes dissociativos ou opióides, pelas suas propriedades anticonvulsivas e de relaxamento muscular. Adicionalmente, o desenvolvimento de antagonistas benzodiazepínicos permitiu a redução dos tempos de recuperação anestésicos. (Burroughs, Meltzer & Morkel, 2012; Kreeger & Arnemo, 2012).

**A. Diazepam e Midazolam** (Swan, 1993; Burroughs, Meltzer & Morkel, 2012; Kreeger & Arnemo, 2012):

Disponibilidade: O diazepam (Valium®) encontra-se disponível em solução injetável de 5mg/ml, xarope ou comprimido oral de 2, 5 ou 20 mg. O midazolam (Dormicum®) em soluções injetáveis de 1 e 5 mg/ml ou comprimido oral de 7.5 e 15 mg.

Vias de administração: IV, IM, SC ou PO.

Vantagens:

- Anticonvulsivo - útil em conjunto com ciclohexilaminas e no controlo de efeitos extrapiramidais de outros fármacos;
- Bom relaxante muscular;
- Grande margem de segurança;
- Produtor de amnesia - vantajoso para capturas repetidas do mesmo animal;
- Efeitos respiratórios e cardiovasculares mínimos (ainda que a injeção rápida de diazepam possa produzir hipotensão, bradicardia, apneia e paragem cardiovascular, devido à sua solubilização em propilenoglicol).

Desvantagens:

- Diazepam é absorvido lentamente por via IM;
- Baixa potência (ainda que a do midazolam seja superior) – são necessários grandes volumes se usados em combinação com agentes de imobilização.

Antagonistas: Flumazenil (o seu custo, geralmente, não rentabiliza a sua utilização).

**5.2.2.2. Alfa-2-agonistas**

Os agonistas dos recetores  $\alpha$ 2-adrenérgicos são sedativos potentes que atuam (Swan, 1993):

- Pre-sinaticamente, inibindo a libertação de noradrenalina nos terminais nervosos simpáticos (hipotensão);
- Por modulação da função de outros neurónios, reduzindo a libertação de neurotransmissores como a acetilcolina, dopamina e serotonina;
- Por mediação pós-sináptica, com ação em recetores presentes nos vasos (vasoconstrição periférica; efeito alfa-1-adrenérgico).

São comumente combinados com opioides ou ciclohexilaminas, reduzindo as doses destas, melhorando os tempos de indução e o relaxamento muscular. Isoladamente, são capazes de provocar uma forte sedação em animais, particularmente ungulados, permitindo uma manipulação relativamente segura, ainda que possam ser despertados através de um estímulo maior (Burroughs, Meltzer & Morkel, 2012; Kreeger & Arnemo, 2012).

**A. Xilazina** (Swan, 1993; Burroughs, Meltzer & Morkel, 2012; Kreeger & Arnemo, 2012):

Disponibilidade: Solução injetável de 20 mg/ml (Rompun®2% e Seton 2%) e 500mg de xilazina em pó (Rompun® Dry Substance) destinada também a injeção após diluição num solvente estéril.

Vias de administração: IV, IM, SC.

Vantagens:

- Produz uma forte sedação;
- Analgésico moderado;
- Bom relaxante muscular;
- Grande potenciador dos efeitos de tranquilizantes, sedativos, opioides e outros agentes anestésicos e dissociativos.

Desvantagens:

- Depressor respiratório;
- Analgesia mínima nas extremidades corporais;
- Equinos não sustentam a cabeça- risco de congestão hipostática da mucosa nasal;
- Ruminantes são especialmente sensíveis a este fármaco;
- Efeitos secundários: Instabilidade cardiovascular (hipertensão inicial transitória seguido por um longo período de hipotensão) e bradicardia, afeção da termorregulação, sensibilização do coração à adrenalina, sialorreia, atonia reticular e ruminal, timpanismo; vômito e diarreia, hiperglicemia persistente com poliúria e glicosúria;
- Risco de aborto no último trimestre.

Antagonistas: Yohimbina, Atipamezol e Tolazolina.

**B. Detomidina e Medetomidina** (Swan, 1993; Burroughs, Meltzer & Morkel, 2012; Kreeger & Arnemo, 2012):

Disponibilidade: Detomidina (Domosedan®) em solução injetável de 10mg/ml e medetomidina (Domitor®, Medetor®) em solução injetável de 1mg/ml.

Vias de administração: IM, IV ou SC.

Vantagens:

- Forte sedativo - a medetomidina é mais potente que a detomidina, ambas mais potentes que a xilazina (em doses elevadas a medetomidina apresenta efeito anestésico);
- Mais selectivas, que a xilazina, para recetores alfa2-adrenérgicos de ação central;
- Analgésico e relaxamento muscular superiores aos provocados pela xilazina;
- Bom relaxante muscular;
- Grande potenciador dos efeitos de tranquilizantes, sedativos, opioides e outros agentes anestésicos e dissociativos;
- Mais seguras na utilização em animais gestantes.

Desvantagens:

- Depressores respiratórios;
- Efeitos secundários semelhantes aos da xilazina mas menos severos; com hipertensão transitória e bradicardia ou arritmias (mais associadas à administração IV que à IM), sonorização, tremores de curta duração, transpiração, hiperglicemia.

Antagonistas: Atipamezol, yohimbina e tolazolina.

### 5.2.3. Tranquilizantes

#### 5.2.3.1. Fenotiazínicos

Os derivados da fenotiazina apresentam ação sobre o sistema nervoso a nível central e periférico. A nível do sistema nervoso central são antagonistas pós-sinápticos, bloqueando os recetores da dopamina e serotonina, o que resulta em neurolepse. Ainda a nível central, atuam sobre o sistema límbico produzindo efeitos antipsicóticos e exercem atividade sobre o hipotálamo resultando em efeitos secundários hormonais. Nos tecidos periféricos, inibem a recaptção de catecolaminas nos terminais nervosos, bloqueando os efeitos periféricos destes neurotransmissores. São bloqueadores multipotentes, antagonizando alfa- e beta-adrenoreceptores (Swan, 1993).

A associação de derivados da fenotiazina com outros agentes anestésicos é comum. É o caso do *Large Animal Imobilon®*, composto por etorfina e acepromazina (Burroughs, Meltzer & Morkel, 2012).



**A. Acepromazina** (Swan, 1993; Burroughs, Meltzer & Morkel, 2012; Kreeger & Arnemo, 2012):

Disponibilidade: soluções injetáveis (IM ou IV) de 2, 10 e 20 mg/ml e comprimidos orais de 10 e 25 mg. Disponível sob o nome comercial: Aceprom®, Combistress® ou Neurotranq®.

Vantagens:

- Atividade sinérgica com opióides, cíclohexilaminas e outros agentes anestésicos - diminuição dos efeitos secundários, tempo de indução menor e potencialização das propriedades anestésicas e analgésicas;
- Antiemético;
- Grande margem de segurança.

Desvantagens:

- Mínimo efeito analgésico;
- Efeitos secundários: hipotensão com taquicardia reflexa, potencialização dos efeitos depressores respiratórios e cardiovasculares, hipotermia, inapetência e efeitos extrapiramidais (tremores musculares com possível progressão para rigidez e espasmos musculares), supressão de estro ou infertilidade.

#### 5.2.3.2. Butirofenonas

Os efeitos das butirofenonas são produzidos por bloqueio dopaminérgico central (tal como os fenotiazínicos) e por algumas propriedades antagonistas dos recetores alfa-1. A nível do sistema extrapiramidal, atuam por mimetização do GABA (neurotransmissor inibidor) ou por prevenção do efeito do glutamato (neurotransmissor estimulador) nas junções sinápticas (Swan, 1993).

**A. Azaperona** (Swan, 1993; Burroughs, Meltzer & Morkel, 2012; Kreeger & Arnemo, 2012):

Disponibilidade: solução injetável de 40 mg/ml (Stresnil®). É também possível obter azaperona em pó, de modo a formular soluções de 100 mg/ml para imobilização de animais selvagens.

Vias de administração: IV, IM ou SC.

Vantagens:

- Indução e recuperação anestésica suave;
- Aumento da frequência respiratória (contraria a depressão respiratória provocada pelos opióides);
- Não apresenta efeitos adversos a nível da termorregulação ou função cardíaca, em doses baixas;
- Antiemético;
- Grande margem de segurança.

#### Desvantagens:

- Pode causar excitação em cavalos, em doses baixas;
- Produz queda da pressão sanguínea, aquando da administração;
- Outros efeitos secundários semelhantes aos dos fenotiazínicos.

Antagonistas: Sem antagonistas.

**B. Haloperidol** (Swan, 1993; Burroughs, Meltzer & Morkel, 2012; Kreeger & Arnemo, 2012):

Disponibilidade: soluções injetáveis (IV, IM) de 5 e 10 mg/ml, em ampolas (Serenace®).

Vias de administração: IM ou IV.

#### Vantagens:

- Indicado para a sedação de animais nervosos e agressivos em operações de translocação e particularmente eficaz na maioria das espécies de antílopes de pequeno e médio porte;
- Útil para sedação inicial num plano de tranquilização de longa duração. A sedação é significativa aos 15 minutos após injeção IM e pode prolongar-se até 18 horas. Injeção IV produz uma tranquilização imediata;
- Propriedades analgésicas;
- Não apresenta efeitos adversos a nível da termorregulação ou da função cardíaca, em doses baixas.

#### Desvantagens:

- Efeitos secundários: efeitos extrapiramidais podem ocorrer em casos de sobredosagem (mais frequentes na palanca-vermelha, impala e bubálo-vermelho).

Antagonistas: Sem antagonistas.

### **5.2.3.3. Tranquilizantes de longa ação**

*“Long-acting tranquillizer (neuroleptic): tranquillizer in an oily base that has a depot effect, resulting in an effective tissue concentration for several days after a single injection.”* (Williams & Stedman, 1990).

Os tranquilizantes de longa ação (TLAs) são usados no transporte e manejo de animais selvagens para os tranquilizar e reduzir a agressividade (Kreeger & Arnemo, 2012). A ação prolongada destes tranquilizantes é conseguida por dois métodos alternativos: preparados de libertação prolongada, os “depot” (medicação injetável de depósito), ou pelo uso de produtos com eliminação lenta da substância ativa. Um atraso na absorção do fármaco pode originar várias horas de atraso no estabelecimento dos efeitos do neuroléptico de longa ação. Assim, é aconselhável iniciar o processo com a administração de um tranquilizante de ação curta e/ou intermédia, concomitantemente ao de longa duração. O Haloperidol é o fár-

maco ideal para este propósito, colmatando as horas em que o tranquilizante de longa ação ainda não é eficaz (Bechelli, 2003; Kreeger & Arnemo; 2012).

O zuclopentixol e a perfenazina são dois exemplos deste fármacos e pertencem ao grupo dos neurolépticos fenotiazínicos.

**A. Zuclopentixol** (Swan, 1993; Bechelli, 2003; Kreeger & Arnemo; 2012):

Disponibilidade: Acetato de zuclopentixol (solução de óleo vegetal estéril) numa concentração de 50mg/ml (Clopixol-Acuphase®, Cisordinol Acutard).

Vias de administração: IM ou SC.

Vantagens:

- Apresenta uma sedação significativa em cerca de uma a duas horas após a injeção e tem uma duração de cerca de três dias;
- Promove uma tranquilização de longa ação intermédia com a injeção de uma única dose: reduz a ansiedade, a atividade motora e estados de excitação.

Desvantagens:

- A indiferença ao meio envolvente e a ausência de medo perante humanos que estes fármacos provocam, podem tornar alguns dos indivíduos perigosos;
- Em sobredosagem pode provocar efeitos extrapiramidais (picacismo, torcicolos, anorexia, tremores, *stargazing* e catatonía) e sedação profunda.

Antagonistas: Nenhum.

**B. Perfenazina** (Swan, 1993; Bechelli, 2003; Kreeger & Arnemo; 2012):

Disponibilidade: Enantato de perfenazina disponível como solução de óleo de sésamo injetável, numa concentração de 100mg/ml (Trilafon®). Também disponível em conjunto com cloridrato de amitriptilina, em comprimidos (Mutabon®).

Vias de administração: IM.

Vantagens:

- Uma única dose promove uma tranquilização de ação longa: redução da atividade motora espontânea, e alterações comportamentais como a diminuição do comportamento responsivo enquanto não se verifica alteração na resposta de fuga;
- Duração de sete dias (por vezes até 10 dias), com pico dos efeitos ao quinto dia;
- Propriedades ansiolíticas, antipsicóticas e antieméticas.

Desvantagens:

- Estabelecimento tardio dos efeitos, cerca de 12 horas;
- A indiferença ao meio envolvente e a ausência de medo perante humanos que estes fármacos provocam, podem tornar alguns dos indivíduos perigosos;

- A administração simultânea deste fármaco com agentes anestésicos, sedativos ou neurolépticos pode potenciar os efeitos depressores do SNC, assim como os efeitos respiratórios depressivos de fármacos opióides;
- Em sobredosagem pode provocar efeitos extrapiramidais (picacismo, torcicolos, anorexia, tremores, *stargazing* e catatonía) e sedação profunda.

Antagonistas: Nenhum.

#### 5.2.4. Bloqueadores Neuromusculares

Os bloqueadores musculares (BNM) foram uns dos primeiros fármacos utilizados na imobilização química de animais selvagens, no entanto, são considerados menos eficazes que os fármacos atuais devido a duas características. A primeira consiste no facto de possuírem baixos índices terapêuticos, em que erros de 10% na dose podem resultar na ausência de efeito ou morte (a sobredosagem resulta em paralisia do diafragma e morte por asfixia). A segunda característica é a ausência de efeitos sobre o SNC devido à sua incapacidade de atravessar a barreira hemato-encefálica. Deste modo, os animais imobilizados com estes fármacos mantêm-se completamente conscientes e com todos os sentidos funcionais, inclusive o da percepção da dor (Kreeger & Arnemo, 2012).

Em relação ao modo de ação, os BNM provocam relaxamento e paralisia muscular por modificação da neurotransmissão na junção neuromuscular esquelética. Podem atuar pre-sinápticamente através da inibição da síntese ou libertação da acetilcolina, porém os bloqueadores musculares clinicamente revelantes atuam pós-sinápticamente. Estes são classificados consoante despolarizam, ou não, a placa motora ou junção neuromuscular (Swan, 1993).

##### 5.2.4.1. Bloqueadores musculares não despolarizantes

Os BNM não despolarizantes (antagonistas competitivos) ocupam os recetores colinérgicos pós-sinápticos no músculo-esquelético, impedindo a sua ligação com o neurotransmissor endógeno, a acetilcolina (Ach). A galamina é um exemplo deste grupo de fármacos (curarizantes, não despolarizantes; Meltzer & Morkel, 2012).

**A. Galamina** (Swan, 1993; Burroughs, Meltzer & Morkel, 2012; Kreeger & Arnemo, 2012):

Disponibilidade: Solução injetável de trietiodeto de galamina com concentração de 40 mg/ml (Flaxedil®).

Vias de administração: IM.

Vantagens:

- Efeitos podem permanecer por 12 horas;
- Imobilização suave, sem período de excitação;

- Relaxamento ou paralisia muscular permitindo, em conjunto com agentes anestésicos, a realização de cirurgias intra-abdominais e torácicas com menos complicações;
- Ainda que pouco útil em ungulados, produz uma imobilização efetiva em répteis, sendo o fármaco de eleição em crocodilos.

#### Desvantagens:

- Não induzem analgesia ou anestesia;
- Imobilização e recuperação bastante retardada em crocodilos frios e inativos;
- Pequena margem de segurança, sobredosagem conduz a paragem respiratória (por paralisia dos músculos respiratórios) e morte;
- Efeitos secundários: hipertensão e taquicardia no estabelecimento do bloqueio neuromuscular; hipertermia maligna; paralisia muscular; abertura bucal e, ocasionalmente, sialorreia em crocodilos.

Antagonistas: Neostigmina.

#### **5.2.4.2. Bloqueadores neuromusculares despolarizantes**

Os BNM despolarizantes atuam por despolarização dos recetores de membrana pós-sinápticos, mimetizando a acetilcolina, porém por um período de tempo mais alargado. O suxametónio é exemplo de um agente (despolarizante) agonista não competitivo dos recetores nicotínicos (Meltzer & Morkel, 2012).

**A. Suxametónio** (Swan, 1993; Burroughs, Meltzer & Morkel, 2012; Kreeger & Arnemo, 2012):

Disponibilidade: Solução injetável de cloreto de suxametónio com concentração de 50 mg/ml (Scoline®).

Vias de administração: IV, IM ou IP.

#### Vantagens:

- Indução rápida (3 a 5 minutos);
- Relaxamento ou paralisia muscular permitindo, em conjunto com agentes anestésicos, a realização de cirurgias intra-abdominais e torácicas com menos complicações;
- Baixo custo.

#### Desvantagens:

- Não produz anestesia ou analgesia;
- Pequena margem de segurança;
- Efeitos do suxametónio variam consoante os níveis ou a atividade da colinesterase (a exposição a inibidores da colinesterase, p.e. neostigmina, tende a aumentar a intensidade e duração da ação do suxametónio);

- Efeitos secundários: semelhantes aos da galamina, com efeitos associados à despolarização inicial (contrações musculares incoordenadas, salivação, hipertensão).

Antagonistas: Nenhum.

### **5.3. Protocolos anestésicos comuns na imobilização de ungulados selvagens**

Atualmente os principais protocolos anestésicos utilizados na captura de ungulados selvagens apresentam como agente imobilizante um opióide (etorfina), uma ciclohexilamina (quetamina) ou um  $\alpha 2$ -agonista (xilazina).

#### **5.3.1. Protocolos baseados em xilazina**

A xilazina foi durante muitos anos o anestésico mais utilizado na captura de ungulados selvagens. Este  $\alpha 2$ -agonista é comumente utilizado na contenção, sedação e produção de planos superficiais de anestesia geral.

Os bovinos apresentam grande sensibilidade a este fármaco e os seus efeitos sobre esta família têm sido estudados exaustivamente. É comum a observação de bradicardia, hipertensão transitória seguida de uma marcada e duradora hipotensão, bradipneia e discreta redução da  $PaO_2$ , conduzindo, em algumas situações, a situações de hipoxemia e hiper-capnia (Santos et al., 2010). Rioja (2008) defende que os graus de sedação e a depressão respiratória provocados pela xilazina são semelhantes aos provocados pela medetomidina, divergindo estes dois fármacos nos efeitos sobre a pressão arterial. Enquanto a administração de medetomidina resulta num aumento da pressão sanguínea sistémica arterial, a xilazina é responsável por graves quadros de hipotensão. A combinação da xilazina com outros fármacos (ciclohexilaminas, opióides) permite uma ação sinérgica e uma diminuição dos seus efeitos secundários.

Santos et al (2010), realizou um estudo sobre anestesia total intravenosa para herniorrafias em bezerros, no qual explorou algumas condições da associação de xilazina com quetamina. Os resultados exibidos com este protocolo incluíram bradicardia, taquipneia (como forma compensatória da depressão respiratória produzida pela associação dos fármacos) e diminuição da  $SpO_2$ . Já em 2007, Sontakke et al. havia realizado um estudo comparativo entre a utilização de xilazina isoladamente e a combinação de xilazina e quetamina, na anestesia por via intramuscular de 36 chitais adultos (*Axis axis*). O protocolo 1 incluía xilazina na dose de 3,5 mg/kg enquanto o protocolo 2 incluía a combinação de xilazina e quetamina na dose de 1,5 mg e 1,25 mg/kg, respectivamente. Acrescentou-se um protocolo 3, com a combinação dos mesmos fármacos mas em dosagens diferentes (0,5 mg xilazina/kg e 2,5 mg de quetamina/kg). O seu estudo revelou não só que a xilazina sozinha não induzia anestesia como também que apenas o protocolo 3 proporcionava uma anestesia eficaz e sem irregula-

ridades cardiopulmonares, como sucedia com o protocolo 2. Os machos de chital anestesiados segundo o protocolo 3 apresentaram, em valores médios, um tempo de indução de 7,7 minutos; FR de 26,3 rpm; FC de 46,4 bpm; e temperatura rectal de 38,4 °C. As fêmeas apresentaram tempos de indução consideravelmente superiores (10,5 min).

As propriedades abortígenas e cancerígenas da xilazina (TCI lab, 2009) afastam-na também do fármaco ideal para utilização em protocolos anestésicos.

### 5.3.2. Protocolos baseados em opióides

Os superopióides mais utilizados na imobilização química incluem: o tiafentanil, a etorfina e o carfentanil. A etorfina é, como foi referido anteriormente, o fármaco de eleição na captura de ungulados selvagens. Os principais efeitos secundários (depressão respiratória e hipertensão) podem ser reduzidos com o auxílio de oxigenoterapia e a combinação com agonistas adrenérgicos dos recetores alfa (atualmente dá-se preferência à azaperona, uma butirofenona que, além de promover um aumento da FR, apresenta propriedades de bloqueio dos adrenoreceptores  $\alpha_1$ ). Assim, as desvantagens da utilização de um protocolo baseado neste fármaco resumem-se à dificuldade de comercialização do fármaco, ao seu custo e ao perigo que a sua manipulação apresenta tanto para humanos como para animais, devendo apenas ser utilizado por pessoal especializado. Um estudo comparativo entre etorfina-detomidina (E-D) e quetamina-medetomidina (K-M), efetuado por Portas et al. (2003), em addax (*Addax nasomaculatus*), permitiu visualizar algumas das vantagens e desvantagens destes protocolos. A combinação de etorfina (0,03 mg/kg) com o  $\alpha_2$ -agonista detomidina (0,02 mg/kg) resultou num tempo médio de indução inferior ao da combinação de quetamina (1,2 mg/kg) com medetomidina (0,06 mg/kg), com resultados de 4,1 minutos e 7,3 minutos, respetivamente. A combinação E-D apresentou hipertermia, ataxia e agitação no período de indução anestésica. Por outro lado, os animais imobilizados como o protocolo K-M apresentaram uma indução mais suave, ainda que com um período de ataxia e incoordenação prévio à queda do animal. Com ambos os protocolos foi alcançado um bom relaxamento muscular e uma profundidade anestésica suficiente para a realização de procedimentos cirúrgicos menores. Ambas as combinações anestésicas provocaram bradicardia, ainda que mais acentuada na combinação K-M, provavelmente por possuir uma maior dose de  $\alpha_2$ -agonista. O tempo médio de recuperação para o protocolo E-D foi de 3,6 minutos, após a administração de diprenorfina e atipamezol; e de 3,4 minutos para o protocolo K-M após a administração de atipamezol. Apesar do tempo de recuperação inferior com o protocolo K-M, alguns addax mostraram ainda sinais de ataxia após recuperação, provavelmente efeitos residuais da quetamina. Em termos de parâmetros de monitorização, o protocolo K-M apresentou valores inferiores de FC e FR e SpO<sub>2</sub>, e valores superiores de temperatura rectal, em comparação com o protocolo E-D. Um estudo previamente realizado, em addax, com o protocolo etorfina-

xilazina havia verificado tempos de indução dez vezes superiores aos verificados com a combinação etorfina-detomidina (Densmore et al., 1987). O protocolo etorfina-detomidina parece evidenciar-se como um protocolo superior ao quetamina-medetomidina, a todos os níveis.

### 5.3.3. Protocolos baseados em quetamina

Esta ciclohexilamina é utilizada em bovinos em procedimentos anestésicos de forma isolada ou, mais frequentemente, em associação com um  $\alpha 2$ -agonista (xilazina, medetomidina). Quando usada isoladamente, não produz analgesia e relaxamento muscular adequados e a recuperação é conturbada e prolongada. A associação com  $\alpha 2$ -agonistas possibilita um aumento da analgesia e do relaxamento muscular e uma recuperação mais suave. O tempo anestésico hábil de protocolos que têm como agentes imobilizantes a quetamina é de cerca de 30 minutos. A quetamina apresenta a vantagem de ser um depressor respiratório moderado que preserva uma adequada saturação arterial de oxigénio (Santos et al., 2010). A sua combinação com medetomidina tende a produzir um efeito mais prolongado que o da combinação com xilazina. A utilização de um protocolo anestésico de quetamina (0,5 mg/kg) e medetomidina (0,02 mg/kg) IV, num estudo efetuado em bezerros, apresentou uma forte sedação durante 32 minutos (Raekallio et al., 1991). Por sua vez, a injeção de quetamina (5mg/kg, IV) e xilazina (0,2 mg/Kg, IM), em bezerros, apresentou a duração de apenas 23 minutos (Waterman, 1981). A potência da medetomidina é assim demonstrada pela capacidade de redução da quetamina para 10% da dose utilizada, quando em combinação com a primeira. Com a utilização de uma pequena dose de quetamina na solução anestésica, a reversão dos efeitos da medetomidina, através de atipamezol, permite a abolição dos efeitos colaterais indesejáveis (Santos et al., 2010).

## 6. Causas de morte e métodos de prevenção

A captura de animais selvagens envolve frequentemente a morte de uma determinada percentagem de indivíduos. No momento em que o animal se apercebe da presença de um ser humano, responde optando pela fuga ou pelo confronto (*fight or flight*). Admitindo o facto dos ungulados serem espécies-presa, a grande maioria vai optar pela fuga. Esta reação de fuga, e também ações decorrentes da manipulação dos animais, pode resultar em traumas, lesões teciduais severas, perda de sangue e morte. Os fármacos utilizados nas operações anestésicas também desempenham o seu papel. Ao serem bastante potentes, podem originar a morte do animal se a dose administrada for demasiado elevada, ainda que seja o seu uso em subdosagem que origina mais problemas. Os fármacos anestésicos interferem na frequência respiratória normal e na termorregulação, originando depressão respiratória, aci-



dose, hipoxemia e hipertermia. As alterações consequentes na temperatura corporal, padrão respiratório e necessidades metabólicas podem alterar o balanço ácido-base do organismo, resultando finalmente em alterações cardíacas e neurológicas, falência multi-organica, miopatia de captura ou morte (Arnemo & Caulkett, 2007). A Tabela 3 apresenta uma síntese de possíveis etiologias para sinais observados durante a operação de imobilização química, segundo Fowler (2008):

Tabela 3 - Possíveis etiologias para sinais observados durante a imobilização química (Fowler, 2008).

Sinais	Possíveis etiologias
Convulsões	Anoxia, hipocalcemia, hipoglicemia, hipertermia, hipoxia, pneumonia, tentativa de libertação, ataque cardíaco, contusão cerebral, catatonía (reação farmacológica), epilepsia, fractura de vertebra cervical e acidose.
Espasmos musculares	Hipocalcemia, hipoglicemia, hipotermia.
Taquipneia	Hipertermia, hipoxia, acidose.
Hipertermia	Infeção latente, aumento da atividade muscular, efeitos farmacológicos no centro termorregulador, práticas de imobilização que previnam a dissipação do calor, catatonía, desordens convulsivas.
Hipotermia	Efeitos farmacológicos no centro termorregulador, insucesso ao proporcionar um ambiente apropriado, anestesia prolongada.
Membranas mucosas pálidas	Anemia, choque, hemorragia.
Membranas mucosas escuras	Pigmentação normal da mucosa da espécie, hipoxia (asfixia, pneumonia, edema pulmonar).
Timpanismo (estômago ou intestinos)	Posicionamento incorreto do corpo durante a imobilização, torção intestinal, íleo paralítico.
Diarreia	Medo, doença intestinal subjacente, resposta a fármacos.
Regurgitação	Pressão no tórax ou abdómen, posicionamento incorreto do corpo durante a imobilização, relaxamento do cárdia por ação farmacológica, excitação.
Claudicação	Fratura óssea, entorse grave, contusão do casco ou unha.
Não assenta um membro	Lesão de nervo, rutura tendão ou ligamentos, miopatia de captura, fratura.
Quartos traseiros caídos	Fratura de vertebra torácica ou lombar, fratura do quadril, trombo em vaso ilíaco.
Animal caído, sem capacidade de se levantar:	Fratura de vértebra cervical, contusão cerebral, hipoglicemia.
Micção e frequente defecação	Medo, resposta a fármacos.

A causa de morte pode ser clara, como por exemplo em caso de hemorragias fatais ou fratura de crânio, ou surgir por insuficiência cardíaca ou respiratória aguda, doenças metabólicas ou infecciosas, ou choque (Meltzer & Kock, 2012).

Muitas das causas de morte posteriormente aqui descritas estão interligadas pelo *stress* gerado numa operação de captura. O medo, a perseguição, a imobilização física ou química de animais selvagens geram uma resposta aguda de *stress*, que compromete a sua homeostasia. Assim, a excessiva atividade muscular associada à excitação do processo de captu-

ra resulta num aumento da temperatura corporal (hipertermia) e na formação de ácido láctico que conduz a diminuição do pH (acidose), que pode evoluir para choque e morte (Arnemo & Caulkett, 2007; Hofmeyer, Fivaz & Meltzer, 2012). As causas de morte mais comuns associadas às operações de captura descreverem-se em seguida.

### 6.1. Trauma

A morte por traumatismo é a causa de morte mais comum na captura de ungulados selvagens. Fratura da coluna cervical ou do crânio, hemorragia ou contusões graves são comuns quando os animais colocam toda a sua energia na fuga. A origem dos traumas está geralmente relacionada com períodos de indução longos, com excitação e fuga do animal, frequentemente devido a subdosagens anestésicas. Traumas severos podem resultar em choque e consequente morte (Meltzer & Kock, 2012).

### 6.2. Falência respiratória

A hipoxémia ( $\text{PaO}_2$  menor que 60 mmHg,  $\text{SpO}_2$  inferior a 90%) é uma complicação anestésica comum, nomeadamente em animais de grande porte em decúbito. Várias situações podem contribuir para o desenvolvimento da hipoxémia: inspiração insuficiente de oxigénio, hipoventilação, desregulação da relação entre a ventilação e a perfusão, shunts pulmonares e cardiovasculares, ou diminuição da hematose pulmonar na sequência de doenças respiratórias (Mosley & Gunkel, 2007). A hipoventilação ocorre de modo



Figura 17 - Oxigenoterapia durante imobilização química de búfalo africano, no Badoca. (Fotografia original)

frequente aquando da administração de fármacos anestésicos. Os opióides, o grupo de fármacos mais utilizados na imobilização química de ungulados selvagens, são grandes depressores do centro respiratório (Meltzer & Kock, 2012). Como consequência da hipoventilação, ocorre acumulação de dióxido de carbono com desenvolvimento de hipercapnia. Por isso a medição do dióxido de carbono sanguíneo ( $\text{PaCO}_2$ ) é a melhor forma de avaliação da hipoventilação, ao invés da medição independente da frequência respiratória (Mosley & Gunkel, 2007). A hipercapnia resultante da hipoventilação pode desencadear uma série de reações que podem resultar numa morte repentina (Meltzer & Kock, 2012). A eficácia da troca de gases encontra-se comprometida em animais em decúbito ou sob o efeito de fármacos anestésicos. Esta desregulação da relação ventilação/perfusão diminui a tensão arterial de oxigénio conduzindo à hipoxemia (Greene, 2002). Estas alterações exigem, então, uma

monitorização cuidadosa da função respiratória durante todo o processo. Sempre que possível, os ruminantes devem ser colocados em decúbito esternal e a FR, assim como os níveis de oxigenação do sangue, monitorizados continuamente. A coleção de amostras de sangue durante o procedimento anestésico permite a visualização da ocorrência de hipóxia, através da cor escura do sangue, por vezes azulada. Em animais que apresentem hipoxia, o uso de doxapram, em situação de urgência, pode ser útil. É, no entanto aconselhável prevenir esta situação com a administração de oxigénio durante o procedimento anestésico (Figura 17). Em casos de imobilização com recurso a opióides, se houver depressão respiratória acentuada e o plano anestésico aprofundar demasiado, há que considerar a redução dos seus efeitos no centro respiratório, p.e., com o uso de antagonistas parciais como o butorfanol (Meltzer & Kock, 2012).

### **6.3. Hipertermia e hipotermia**

A energia calorífica é um produto do metabolismo e a temperatura corporal resulta de um balanço entre a sua perda e ganho. Quando o animal se encontra em repouso, a energia produzida pelo metabolismo é baixa. No entanto, em situações de captura em que o animal tenta escapar e está assustado, a contração muscular gerada pelo esforço ou por agentes anestésicos gera uma grande quantidade de energia calorífica (Meltzer & Kock, 2012). As espécies mais pequenas sofrem mais rapidamente com este sobreaquecimento, pois possuem uma taxa metabólica superior à das grandes espécies, com exceção das espécies de grande porte de pêlo escuro ou espécies que tendem a correr muito, como é o caso dos gnus (Hofmeyer, Fivaz & Meltzer, 2012).

A influência dos agentes anestésicos sobre a temperatura corporal não é uniforme: os fármacos opióides geram calor ao alterarem a taxa metabólica (contração muscular na fase de indução anestésica) enquanto a maioria dos sedativos e tranquilizantes reduzem a resposta do centro de termoregulação (CTR) às mudanças de temperatura. É essencial que a temperatura ambiente seja inferior à do animal para que este possa libertar o calor produzido. Quando o CTR tenta libertar o calor corporal e tal não é possível, o animal pode morrer quando a temperatura ultrapasse os 43°C. Por esta razão, não é aconselhável realizar uma captura com temperatura ambiente superior a 25°C (Meltzer & Kock, 2012).

O termómetro é um equipamento essencial em qualquer operação de captura. Quando a operação se realiza a elevadas temperaturas o animal imobilizado deve ser colocado numa sombra, se possível. Animais de grande porte cuja, deslocação é mais difícil, devem ser cobertos com ramos e folhas, ou com um pano de sombra. Verter água sobre o animal ou sobre os ramos contribuirá para uma descida mais eficaz da temperatura corporal. Quando este método se revela insuficiente, particularmente em condições de grande humidade, uma

boa opção passa por promover um fluxo de ar sobre o animal de modo a aumentar a taxa de arrefecimento, por evaporação da água. Animais hipertérmicos podem ainda beneficiar com enemas de água fria (Hofmeyer, Fivaz & Meltzer, 2012).

A hipotermia pode também surgir no decurso de uma imobilização química, sendo mais frequentemente associada a procedimentos cirúrgicos (cerca de 60 a 80% dos indivíduos no pós-cirúrgico). A hipotermia primária é resultado da exposição a um ambiente frio, enquanto a secundária pode derivar de doença ou do efeito de fármacos anestésicos que afetam a termorregulação (Ko & West, 2007).

Independente do risco de hipertermia (condição mais comum na captura de animais selvagens) ou de hipotermia, verifica-se que é de extrema importância a monitorização contínua da temperatura corporal quando o animal se encontra imobilizado. Em casos em que os esforços para alcançar temperaturas corporais fisiológicas não estão a resultar, é recomendado a reversão anestésica e libertação do animal assim que possível (Hofmeyer, Fivaz & Meltzer, 2012).

#### **6.4. Miopatia de Captura**

Também denominada de distrofia muscular, doença do músculo branco, doença de sobrecarga, miopatia de *stress*, necrose muscular idiopática, entre outros, é, atualmente, referida como miopatia de captura, miopatia de esforço ou rhabdomiólise de esforço (Paterson, 2007). Este fenómeno consiste na degeneração do tecido muscular resultante do esforço e contração excessiva em condições em que a distribuição sanguínea de oxigénio se encontra reduzida. É observado maioritariamente no músculo cardíaco e esquelético, evidenciando-se em músculos bem vascularizados (Meltzer & Kock, 2012). Esta doença metabólica não-infeciosa, associada à perseguição, captura, contenção e transporte dos animais, caracteriza-se por acidose metabólica, necrose muscular e mioglobinúria e os sinais clínicos incluem rigidez muscular, dor muscular severa, ataxia, paresia, torcicolo, prostração e paralisia. Tipicamente os animais mostram-se debilitados, anoréticos e apáticos, afastando-se do grupo (Paterson, 2007).

A patogenia da miopatia de captura (MC) envolve dois mecanismos interrelacionados: a ocorrência de hipóxia tecidual e a alteração no pH (Carramenha & Carregaro, 2012). A circulação sanguínea insuficiente no músculo, por contração do tecido muscular por longos períodos de tempo, a par do suprimento insuficiente de oxigénio por utilização excessiva e incapacidade pulmonar, são os dois pontos que originam a hipóxia tecidual. A hipertermia pode exacerbar o problema (Meltzer & Kock, 2012). A hipóxia originada vai provocar lesão dos tecidos por aumento da produção de ácido láctico (produto do estabelecimento de uma respiração celular anaeróbica); assim como a remoção inadequada dos produtos do metabolismo

celular (Spraker, 1993), culminando na morte da célula por esgotamento de ATP. As fibras musculares não se conseguem regenerar e, em casos graves, são substituídas por tecido fibroso com consequente perda de função (Meltzer & Kock, 2012). A necrose que as células musculares sofrem origina a libertação de potássio, mioglobina e lactato. O potássio atua na musculatura cardíaca provocando fibrilhação e conduzindo a insuficiência cardíaca, enquanto a nefrotoxicidade da mioglobina, provoca necrose tubular que conduz ao desenvolvimento de uma insuficiência renal aguda. Por sua vez, a acidose, gerada pela insuficiência em bicarbonato para compensar os níveis de lactato libertado, conduz a um estado de choque cardiogénico. (Vanholder et al., 2000; Carramenha & Carregaro, 2012). Além dos sinais descritos também se refere como sinais laboratoriais o aumento das enzimas creatinina fosfoquinase (CPK), aspartato aminotransferasa (AST) e lactado desidrogenasa (LDH) (Fowler, 2008). A CPK é uma enzima que se encontra no músculo esquelético e cardíaco, e no cérebro. O seu aumento no sangue significa que um destes tecidos (geralmente o muscular) foi submetido a *stress* ou lesionado. É um biomarcador indireto de lesão muscular. A AST e LDH são elementos do painel hepático. A LDH encontra-se em vários tecidos, especialmente no coração, fígado, rim, músculos e cérebro, enquanto a AST encontra-se em grandes quantidade no fígado, coração e tecido muscular. O aumento do nível sanguíneo destas enzimas ocorre quando há lesão tecidual. O seu aumento num quadro de miopatia de captura pode ser relacionado com a lesão que ocorre no tecido muscular por sobreesforço ou com a lesão hepática decorrente da hipóxia multiorgânica presente. No entanto, nem sempre os sinais são constantes, não sendo possível ignorar que a miopatia de captura é um conceito abstrato, intimamente relacionado com os fenómenos de *stress*, hipertemia e alterações fisiológicas provocadas pelos fármacos utilizados durante as operações de imobilização de animais selvagens. Vassart et al. (1992) descreveu os parâmetros bioquímicos apresentados por um órix-da-Arábia, durante um episódio de miopatia de captura, após imobilização química a partir de uma solução anestésica de etorfina e azaperona. O caso foi acompanhado durante dez dias. As colheitas de sangue, a cada dois dias, foram comparadas com três casos controlo e os resultados foram os seguintes: bilirrubinemia, aumento das enzimas CK, ALT e AST. O aumento da CK e AST deve-se à mionecrose extensa (o animal apresentava rotura massiva das fibras ao exame histológico, efetuado após observação da descoloração dos músculos do pescoço na necropsia). A ALT sugere lesão hepática e a bilirrubinemia confirma-a, sendo originada pelo aumento da bilirrubina livre devido à incapacidade do fígado a conjugar (Ruedi et al., 1980). Havia sido descrito anteriormente por Chalmers e Barrett (1982), o aumento de LDH, potássio, ureia e creatinina, glucose e lactato, em situações de miopatia de captura. A existência de casos de imobilização correta sem muita exaustão muscular demonstra a ocorrência de miopatia de captura independente da ausência de perseguição do animal (Vassart et al, 1992).

Chalmers e Barret (1982) sugeriram que o *stress* relacionado com o medo e a ansiedade são os elementos etiológicos da cardiomiopatia de captura que podem ser modificados por predisposições genéticas ou adquiridas para a doença. Estes fatores por sua vez podem ser exacerbados por circunstâncias como o esgotamento, distúrbios no ambiente, manejo excessivo, transporte, e choque. As espécies consideradas mais susceptíveis à miopatia de captura são as espécies-presa, particularmente os ungulados (Paterson, 2007), sendo observada principalmente em indivíduos das famílias *Bovidae*, *Equidae* e *Cervidae* (Carrameña & Carregaro, 2012). Ebedes, Van Rooyen e Du Toit (2002) definiram as seguintes espécies africanas como as de maior susceptibilidade a desenvolverem MC: zebra, girafa, niala, damaliscus, duiker, palanca vermelha, búfalo vermelho, elande, cabra de leque, kudu e impala fêmea. As espécies americanas com susceptibilidade aumentada à cardiomiopatia de captura incluem: o veado-de-cauda-branca (Beringer et al., 1996) e o antilocapra (Chalmers and Barrett, 1977). Na Austrália, o gamo e o veado-porco-da-índia apresentam-se como os mais excitáveis e por isso mais susceptíveis ao desenvolvimento da MC (Presidente, 1978).

Os fatores predisponentes para a MC, associados à captura, revelam-se a maior parcela e incluem: técnicas de captura que envolvem perseguições a grandes velocidades, esforço prolongado sem períodos de descanso, manejo excessivo, imobilização prolongada e em posição não fisiológica, transporte, sujeição a estímulo de medo durante longo período de tempo e situações de *stress* repetidas (como transporte e movimentação animal). Os extremos na temperatura ambiente, a chuva, a elevada humidade e o terreno instável são outra parcela dos fatores predisponentes para a MC. Assim como doenças subjacentes, que tornam o animal mais susceptível à MC, como exemplo surge o parasitismo severo e infeções por ixodídeos que provocam anemia e enfraquecem o animal (Paterson, 2007). A incidência revela-se maior em animais muito velhos ou muito novos, e também em animais gestantes (Ebedes, Van Rooyen & Du Toit, 2002). Ao nível da nutrição, animais com carências em vitamina E e selénio podem estar predispostos a desenvolver rabdomiólise (Hebert & Cowan, 1971). Na imobilização química são ainda usadas potentes combinações anestésicas baseadas em opióides, que provocam frequentemente efeitos secundários como excitação, movimentos espontâneos, rigidez muscular, hipoventilação, libertação de catecolaminas e hipertermia. A combinação destes efeitos com a hipoxemia e a elevada perda de fluidos pode aumentar significativamente o risco de miopatia de captura (Caulkett et al., 2000). Também animais sob os efeitos de bloqueadores musculares apresentam-se em grande risco (Paterson, 2007).

São considerados quatro síndromes clínicas de miopatia de captura: choque de captura (hiperaguda) necrose muscular ou mioglobínúria - atáxica (aguda), rutura muscular (subaguda) e efeitos retardados (crónica) (Fowler, 2008; Fyffe, 2008).

Na síndrome hiperaguda, os animais podem sucumbir em minutos ou horas (Fyffe, 2008). Fowler (2008) afirma que o síndrome do choque de captura ocorre geralmente entre quinze minutos a seis horas. A morte ocorre, durante a operação ou imediatamente depois, por acidose metabólica, libertação de potássio por lesão muscular ou falha cardíaca por lesão severa do miocárdio (Fyffe, 2008; Meltzer & Kock, 2012). Os sinais clínicos incluem depressão, frequência respiratória rápida e superficial, hipertermia, taquicardia, hipotensão, colapso circulatório e morte (Fowler, 2008).

A síndrome de mioglobínúria-atáxica ocorre entre três a seis horas, ou pode desenvolver-se somente alguns dias depois, dependendo do grau de necrose muscular (Fowler, 2008). Grandes grupos musculares encontram-se dilatados com possibilidade de rotura, existe taquipneia e a função renal pode estar severamente afetada pela formação de cristais de mioglobina nos túbulos, produzindo uma urina de coloração vermelha a acastanhada (mioglobinúria) (Meltzer & Kock, 2012). O animal apresenta ainda ataxia (pode ser confundida com a Ataxia Enzoótica [Fyffe, 2008]), torcicolo, paresia e aumento das enzimas (AST, CPK e LDH). A morte pode ocorrer na sequência de necrose do músculo cardíaco (Fowler, 2008).

O músculo mais comumente afetado na síndrome de rutura muscular é o gastrocnémio e ocorre geralmente 24 a 48 horas após um exercício muscular intenso e prolongado. Os sinais incluem a hiperflexão do jarrete e queda dos membros posteriores (Fowler, 2008).

Na forma crónica da miopatia de captura (síndrome dos efeitos tardios), o animal pode reagir de forma natural após a operação de imobilização, ainda que esta tenha originado necrose moderada do músculo cardíaco e esquelético (Fowler, 2008). A miopatia de captura (MC) pode ser fatal até dois meses após a operação de captura, frequentemente como resultado da presença de tecido de cicatrização no miocárdio. A morte ocorre por ataque cardíaco ou insuficiência renal (Fyffe, 2008; Meltzer & Kock, 2012).

O diagnóstico diferencial para a miopatia de captura em animais selvagens inclui: doença do músculo branco, toxicidade a determinadas plantas, hipertermia maligna, tétano prematuro, hipocalcemia e miosite (Chalmers & Barrett, 1982). Na necrópsia podemos encontrar alguns achados inespecíficos como hemorragia e listas acinzentadas nos músculos afetados (necrose muscular) e fibrose muscular em casos prolongados, assim como achados histopatológicos, no rim, indicativos de insuficiência renal aguda. No síndrome de choque de captura não é comum haver achados de necrópsia (Fowler, 2008).

O tratamento da MC é considerado ineficaz, apostando-se na prevenção. Ainda assim, várias opções terapêuticas têm sido usadas no ambiente selvagem: analgesia, relaxante muscular (p.e. dantrolene sódico), sedativos com ação relaxante muscular (p.e. benzodiazepinas), antibióticos de longa duração, preparações multivitamínicas, oxigénio hiperbárico, bicarbonato de sódio e fluidoterapia com soluções eletrolíticas balanceadas (eficazes no tra-

tamento da acidose metabólica, hipercalcemia, desidratação e mioglobinúria) (Paterson, 2007).

A prevenção deve ser uma atitude primordial. A existência de uma equipa que trabalhe rapidamente de modo a minimizar o sobreesforço muscular e a escolha da técnica de imobilização química ao invés de contenção física podem ser decisivos (Fowler, 2008). O conhecimento das características específicas da espécie é fundamental na abordagem do animal, assim como o tratamento anti-inflamatório profilático. Outras medidas preventivas a tomar são a utilização de tranquilizantes de longa-ação durante o transporte e a administração de preparações farmacológicas contendo vitamina E e selénio (Hofmeyer, Fivaz & Meltzer).

### 6.5. Timpanismo

Grandes volumes de gás são produzidos, no rúmen, por fermentação de material vegetal por microrganismos. O timpanismo resulta da acumulação de gás no rúmen com aumento do volume (dilatação) e pressão ruminal. Se o animal não conseguir eructar, o dióxido de carbono e metano formados não são libertados. Quando o animal se encontra imobilizado dois fatores interferem com o reflexo de eructação. O primeiro é o posicionamento incorreto do animal (p.e. decúbito lateral esquerdo), bloqueando a abertura do cárdia. O segundo consiste na interferência de fármacos anestésicos no centro cerebral que coordena a eructação (Meltzer & Kock, 2012).

A pressão no abdómen, em consequência do fenómeno de timpanismo, pode ser de tal forma evidente que interfira com a respiração, culminando em síncope. Por esta razão, os ruminantes imobilizados devem ser colocados sob o esterno sempre que possível, visto ser esta a posição mais próxima da sua posição fisiológica. É importante monitorizar o estado do rúmen, avaliando a pressão ruminal (Meltzer & Kock, 2012).

Com o objetivo de aliviar a distensão ruminal ou estomacal é indicada a introdução de uma sonda orogástrica (Fowler, 2008). Métodos alternativos passam pela colocação de uma agulha ou cânula no saco dorsal do rúmen, ou, em última opção, a realização de uma ruminotomia. (Pagani, 2008; Meltzer & Kock, 2012).

### 6.6. Aspiração

A aspiração de conteúdos ruminais ou estomacais é um risco comum em animais imobilizados quimicamente, que pode culminar em morte por obstrução das vias aéreas (Fowler, 2008) ou no desenvolvimento de uma pneumonia por aspiração, com prognóstico bastante reservado (Meltzer & Kock, 2012). Nos animais de estômago simples, o vômito é projétil e pode desenvolver-se por estimulação do “centro do vômito” no cérebro. A aspiração pode acontecer se a posição da cabeça do animal é tal que obstrua o fluxo. Por sua vez, os rumi-



nantes, incapazes de vomitar, apresentam duas condições que favorecem o risco de aspiração. Antes de mais, em resposta à necessidade de neutralização dos ácidos produzidos no rúmen pela fermentação de material vegetal, são grandes produtores de saliva. Em segundo lugar, estes animais regurgitam quando a pressão ruminal se torna elevada e, com já foi referido, animais anestesiados desenvolvem frequentemente timpanismo. Em ambos os grupos, a salivação contínua, comumente observada em animais imobilizados, pode ser aspirada se a cabeça não se encontra devidamente posicionada. Determinados fármacos anestésicos utilizados na imobilização química apresentam como efeitos secundários regurgitação ou vômito. É o caso dos imidazóis que estimulam o centro do vômito, e em particular a xilazina, por relaxamento do músculo do esfíncter do cárdia (Meltzer & Kock, 2012). Também os opióides agem como fatores predisponentes ao suprimirem a motilidade gastrointestinal (Hofmeyer, Fivaz & Meltzer).

Assim se percebe que o posicionamento do animal não pode ser descurado. Além do decúbito esternal, é importante ter em atenção a posição da cabeça do animal, colocando o nariz em plano inferior e assegurando uma posição que coloque a faringe superior à abertura bucal (Meltzer & Kock, 2012). Não é indicada a imobilização de animais que se tenham alimentado recentemente e deve-se evitar a existência de pressão sobre o abdómen de um animal imobilizado (Fowler, 2008).

Em caso de suspeita de aspiração é necessário atuar rapidamente de modo a evitar complicações. Deve-se proceder ao controlo imediato da posição da cabeça e, no caso de existir material no fundo da boca, retirá-lo. Em todos os casos, deve ser efetuada uma antibioterapia de largo espectro (Meltzer & Kock, 2012). Também se deve proceder à administração de anti-inflamatórios, de modo a ajudar ao combate da inflamação desenvolvida nos pulmões após a entrada do conteúdo aspirado. Pode ser ainda necessário recorrer a terapia de choque em casos severos, ainda que o prognóstico seja mau quando uma grande quantidade de ingesta é aspirada (Hofmeyer, Fivaz & Meltzer, 2012).

### 6.7. Stress

Carramenha e Carregaro (2012) descreveram o *stress* como uma síndrome que acomete animais domésticos e selvagens. A variabilidade interanimal é grande e a fisiopatologia bastante complexa, dificultando assim o reconhecimento de respostas específicas aos diferentes agentes de *stress*, e consequentemente, o seu diagnóstico e controlo (Carramenha & Carregaro, 2012). O *stress* é uma resposta biológica (Moberg, 1997), ou a soma de respostas biológicas (Blood & Studdert, 2002), desencadeada quando um animal reconhece uma ameaça à sua homeostasia. Estes estímulos nocivos, ou potencialmente nocivos, capazes de produzir uma resposta de *stress* incluem: fatores físicos (trauma, cirurgia, temperaturas

extremas), químicos (redução do suprimento de oxigênio, desequilíbrio ácido-base, fármacos anestésicos), fisiológicos (exercício excessivo, choque, hemorragia, dor, infecção), e também fatores emocionais como a ansiedade e o medo. Independentemente do fator de *stress* reconhecido, o animal desenvolve uma resposta neural e hormonal, geral e inespecífica, direta ou indiretamente influenciada pelo hipotálamo (Figura 18; Arnemo & Caulkett, 2007).

O *stress* divide-se em três fases, iniciando-se pela reação de alarme. A resposta imediata ao estímulo nocivo, ou potencialmente nocivo, assenta na ativação do sistema nervoso simpático, correntemente designada por “*fight-or-flight response*”. Independentemente de o animal optar pela fuga ou pelo confronto, esta resposta neural de curta-duração é ativada, tornando as atividades subsequentes mais vigorosas, aumentando a rapidez e intensidade da resposta ao fator de *stress*. A ativação deste sistema promove o aumento da

frequência cardíaca com consequente aumento da pressão arterial. Adicionalmente, ocorre um aumento do nível de catecolaminas por estimulação da medula suprarrenal (Arnemo & Caulkett, 2007). Os efeitos são quase imediatos devido à libertação da adrenalina e noradrenalina como neurotransmissores sinápticos. Os efeitos da libertação massiva destas hormonas adrenérgicas permitem ao animal adaptar-se melhor à situação de emergência. As catecolaminas apresentam efeito cronotrópico e ionotrópico positivo, com consequente aumento do volume de sangue ejetado e da pressão arterial (Meltzer & Kock, 2012). As ações exercidas sobre os vasos vão produzir uma redistribuição do fluxo sanguíneo, ao provocarem vasoconstrição na pele e sistema digestivo e vasodilatação no sistema muscular esquelético e cardíaco. Desta forma verifica-se um maior fluxo sanguíneo no tecido muscular, aumentando a disponibilidade de energia nos órgãos necessários para a luta ou fuga (Zuardi, 2012). Outros efeitos das catecolaminas são: diminuição da motilidade e contração dos esfíncteres no trato gastro-intestinal, aumento da ventilação, aumento do metabolismo celular e mobilização da energia através da glicogenólise (durante o metabolismo anaeróbico, o ácido láctico é libertado dos músculos e convertido em glucose no fígado). A nível central, o animal encontra-se em estado de alerta com a atividade mental aumentada (Arnemo & Caulkett, 2007).

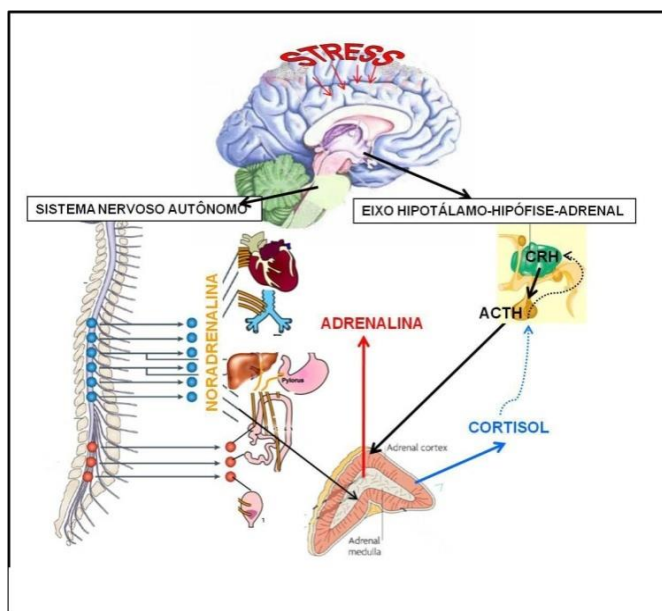


Figura 18 - Sistema nervoso autônomo e eixo H-H-A, sistemas responsáveis pela resposta ao stress (Zuardi, 2012).

A nível hormonal, a resposta a um estímulo de *stress* consiste na ativação do eixo hipotálamo-hipófise-adrenal (HHA; Arnemo & Caulkett, 2007). Esta resposta ocorre cerca de 15 minutos após o estímulo (Meltzer & Kock, 2012) e é desencadeada tanto durante uma situação de *stress* agudo como crónico (Arnemo & Caulkett, 2007). Todos os sistemas modulados pelo eixo HHA podem ser afetados numa situação de *stress* (crescimento, reprodução, imunidade, metabolismo, comportamento) (Fowler, 2008). A secreção da hormona ACTH por parte da adeno-hipófise estimula, no córtex da glândula adrenal, a libertação de cortisol na circulação sanguínea (Meltzer & Kock, 2012). Esta hormona desempenha um papel fundamental na manutenção da homeostasia e a sua produção excessiva, em situações de *stress*, promove várias respostas metabólicas secundárias:

- Catabolismo proteico e lipólise (contribuem para o reservatório de gliconeogénese);
- Hiperglicemia leve a moderada (com efeito diurético e cujo prolongamento estimula a produção pancreática de insulina);
- Redução do calor, dor e suor (associados à resposta inflamatória);
- Ação anti-inflamatória, por diminuição da permeabilidade capilar e diminuição do fluxo sanguíneo (Fowler, 2008).

Os dois primeiros pontos são ideais para animais em situações de *stress*. Ao deparar-se com uma situação de risco de vida, o animal renuncia o alimento e estas alterações metabólicas são essenciais para que sobreviva à fome. Um reservatório elevado de glucose, aminoácidos e ácidos gordos encontra-se, assim, disponíveis para ser utilizado quando necessário (Arnemo & Caulkett, 2007). Os efeitos anti-inflamatórios verificados durante situações de *stress* modificam reações imunes ou alérgicas potencialmente nocivas para os animais, no entanto, apresentam maior relevo na segunda fase deste processo (Fowler, 2008). O animal pode sucumbir nesta primeira fase pela descompensação orgânica provocada pelo processo (Bondan & Orsini, 2006; Carramenha & Carregaro, 2012).

A fase de resistência e adaptação ocorre após a primeira, em que o animal ou luta, ou foge, ou é capturado. O animal sobrevive, mas o estímulo que origina o *stress* mantém-se (Meltzer & Kock, 2012). Os níveis de cortisol mantêm-se elevados e ocorre depressão do sistema imune por redução (superior ou igual a 50%) do número de linfócitos circulantes, tornando o animal mais susceptível ao desenvolvimento de infeções. (Arnemo & Caulkett, 2007).

O último estadio considerado na classificação do *stress* é o de exaustão. Os níveis elevados de cortisol prolongados alcançam, então, um nível em que o catabolismo metabólico, com depleção das reservas energéticas, e a imunodepressão tornam o animal vulnerável e susceptível ao desenvolvimento de doenças. O processo evolui até à morte do animal por falência orgânica múltipla. No exame de necrópsia são frequentemente observadas úlceras

gástricas e hipertrofia das glândulas adrenais, que mostram sinais de exaustão na forma de degeneração celular (Meltzer & Kock, 2012).

A morte súbita por *stress* mais comum em medicina veterinária ocorre por fenómenos associados a procedimentos de contenção (Batista et al., 2009): acidose, fibrilhação ventricular, bradicardia vagal (síncope) e miopatia de captura (Pachaly et al., 1993; Carramenha & Carregaro, 2012). Sendo o *stress* um fenómeno cumulativo, a redução da repetição de episódios desta natureza torna-se imperativo. Há ainda que ter um cuidado especial com determinadas espécies (p.e. niala, kudu, damaliscus, rinoceronte) que parecem ser mais suscetíveis ao *stress* crónico, quando confinadas. A nível farmacológico, o uso de tranquilizantes de longa-ação podem ser indicados na diminuição do *stress*, beneficiando o animal em situações de transporte ou de introdução num novo ambiente (Hofmeyer, Fivaz & Meltzer, 2012).

Ebedes (1993) descreveu os “Onze Mandamentos” de prevenção e redução do *stress* na captura:

1. Nunca capturar quando esteja muito calor, durante as horas mais quentes do dia e nos meses mais quentes do ano. É ideal capturar a uma temperatura inferior a 25°C, embora sob circunstâncias específicas e com base em muita experiência, animais possam ser capturados a temperaturas superiores (>30°C). O calor pode comprometer o sucesso de uma captura, especialmente se esta estiver a decorrer de forma inesperada. Assim, dá-se preferência às horas da madrugada, nos meses em que as temperaturas vão subindo.
2. Não perseguir o animal nem por muito tempo, nem por longas distâncias. Estar atento a este detalhe, principalmente quando se opera a partir de um helicóptero, sem receio de parar ou desistir da manobra.
3. Não falar alto ou gritar durante a operação de captura, manter a calma em todos os momentos.
4. Não manusear os animais, sem que seja requerido. Se necessário, a manipulação deve ser firme e eficiente, utilizar tranquilizantes previamente e aplicar uma venda sobre os olhos dos animais.
5. Não misturar diferentes grupos reprodutores. Conhecer detalhadamente o comportamento de cada espécie e os potencialmente agressivos, mesmo sob o efeito de tranquilizantes.
6. Carregar e transportar o mais cedo possível e tentar evitar descarregar determinadas espécies durante a noite. Considerar sempre o uso de tranquilização prévia ao transporte.
7. Transporte de animais com o máximo conforto. Dar especial atenção ao piso não-eskorregadio, ventilação adequada, existência de locais onde os animais se possam

- levantar e deitar, espaço para os cornos e proteção dos mesmos. Rejeitar pisos es-  
corregadios e falta de condições sanitárias, tentar evitar o transporte durante noites  
muito frias e tomar precauções especiais em viagens mais longas.
8. Separar ou sedar animais agressivos de modo a prevenir comportamentos hostis e  
territoriais.
9. Minimizar o *stress*, medo e pânico recorrendo à utilização de tranquilizantes quando  
necessário. Considerar preparações de longa duração em algumas circunstâncias.
10. Não sobredosear com tranquilizantes, especialmente de longa-duração; os animais  
podem deitar-se e consequentemente serem pisados.
11. Assegurar que os animais são introduzidos em habitats adequados e próprios para a  
sua espécie.

### 6.8. Choque

O termo choque traduz uma condição na qual a pressão sanguínea desceu dramaticamente para um nível que coloca em risco a vida do animal. Este fenómeno pode resultar da perda de volume sanguíneo por hemorragia, desidratação severa ou elevada carga parasitária (Meltzer & Kock, 2012). Segundo Fowler (2008) o choque é frequentemente a manifestação terminal de desordens traumáticas e metabólicas que se desenvolvem durante a contenção do animal. Os sinais clínicos de choque incluem: fraqueza e depressão, temperatura corporal diminuída e extremidades frias, taquipneia e taquicardia, aumento do TRC (tempo de repleção capilar) e membranas pálidas e cianóticas (Hofmeyer, Fivaz & Meltzer, 2012). Existem diversas formas de choque. O neurogénico ocorre por perda de tonicidade muscular dos vasos sanguíneos, em animais imobilizados submetidos a sensações de *stress*, medo e agressividade. O choque cardiogénico, originado por falência cardíaca, numa situação de imobilização química, pode resultar de miopatia (de captura) do miocárdio ou de alteração no balanço eletrolítico sanguíneo (o desenvolvimento de acidose em animais imobilizados origina hipercalémia que afeta o ritmo cardíaco e pode conduzir à morte). O choque anafilático baseia-se numa reação alérgica severa, resultante da libertação de histamina e outras substâncias vasoativas que, além de promoverem a vasodilatação dos vasos, aumentam a permeabilidade capilar. Por fim, o choque séptico ocorre em seguimento da invasão do sangue e de todo o sistema a partir de um foco de infeção bacteriano em qualquer parte do corpo (Meltzer & Kock, 2012).

Concluindo, esta condição clínica resulta de uma insuficiente perfusão tecidual. A hipóxia originada pelo consequente suprimento insuficiente de oxigénio, causa a deterioração do coração e do sistema circulatório, e o choque irreversível ocorre quando a deterioração alcança o ponto em que o tecido não consegue ser regenerado (Fowler, 2008).

A tríade de medidas terapêuticas para lidar com o choque consiste na eliminação da causa deste, na suplementação de oxigénio (após o estabelecimento de uma via área permeável) e no restabelecimento do volume sanguíneo circulatório para níveis fisiológicos (Fowler, 2008). A eficácia do tratamento dependerá da rapidez com que este for implementado. Está indicada a imediata administração endovenosa de soluções eletrolíticas balanceadas como o Lactato de Ringer (1litro/25kg/h). A administração de doses elevadas de corticosteroides pode ser adicionada à infusão endovenosa. Hofmeyer, Fivaz e Meltzer (2012) referem a injeção de 1mg / kg de prednisolona em animais de peso igual ou inferior a 100 kg e 2 mg/kg de dexametasona em animais de peso superior a 100 kg. A administração de fluidos deve ser continuada até à diminuição do TRC e à melhoria dos sinais vitais do animal. O tratamento de suporte com base em antibióticos, analgésicos e vitaminas não deve ser descurado (Hofmeyer, Fivaz & Meltzer, 2012).

### **6.9. Má adaptação**

São considerados animais mal-adaptados aqueles que sucumbem por doença ou má-nutrição ao serem introduzidos numa área ou habitat desadequado a esses indivíduos. Há que sublinhar que algumas espécies apresentam necessidades de habitat muito específicas (Meltzer & Kock, 2012).

O sucesso da translocação do animal para um novo ambiente encontra-se dependente dos conhecimentos do operador sobre as características específicas da espécie e das condições que o novo local apresenta. Fatores importantes na escolha de um novo local incluem: condições climáticas, tipo de terreno, existência de predadores, etc. (Grange, 2012).

### III. COMPONENTE PRÁTICA

#### 1. Introdução

A criação de um protocolo de imobilização ideal para todos os ungulados é uma meta ilusória. Este grupo de animais abrange um grande número de espécies com diferentes características e diferentes respostas aos fármacos anestésicos. Existe, atualmente, uma grande variedade de protocolos de imobilização para animais ungulados, ainda que cada vez mais se aposte na utilização de protocolos espécie-específicos.

Os fatores influentes na escolha de um protocolo de imobilização química são vários: tempos de indução e recuperação, margem de segurança, efeitos secundários, custo, possibilidade de reversão anestésica e experiência do operador com esse protocolo. É importante criar o mínimo de alterações fisiológicas nos diferentes órgãos do animal para que este possa retornar às suas funções normais o mais rapidamente possível.

A etorfina, a par de outros superopióides, é considerado o fármaco de eleição na captura de ungulados selvagens (Burroughs, Meltzer & Morkel, 2012), no entanto, a dificuldade de obtenção deste fármaco na Europa (e especialmente em Portugal), a periculosidade que a sua manipulação apresenta para o veterinário e o seu custo, tornam imperativo o desenvolvimento de protocolos seguros, disponíveis e eficientes para a imobilização química de ungulados selvagens, tanto em vida livre como sob cuidados humanos (parques zoológicos).

Em Portugal são atualmente utilizadas combinações baseadas na xilazina e na associação de tiletamina com zolazepam. O uso da xilazina tem sido cada vez mais descontinuado, tanto pela fraca potência, como pelas suas características hipotensoras e abortivas. A associação tiletamina-zolazepam, embora segura, não é reversível, tem um tempo de semivida muito superior ao da quetamina (2h), é mais cara e tem uma validade, após reconstituição da solução, muito curta.

O estudo realizado pretende parametrizar um protocolo de imobilização química, através da monitorização das suas constantes. Com este protocolo pretende-se alcançar uma imobilização adequada da grande maioria das espécies de ungulados. O protocolo de imobilização em estudo (protocolo "MBKeta") foi desenvolvido pelo médico veterinário João Simões de Almeida, no decurso da experiência que foi adquirindo ao imobilizar ungulados selvagens, e consiste na associação de três agentes anestésicos: quetamina, medetomidina e butorfanol, administrados por via intramuscular, através de um sistema de injeção remota.

A meta final desta dissertação consiste na avaliação deste protocolo de imobilização química para reconhecimento do mesmo como uma boa alternativa aos protocolos correntemente utilizados na captura de ungulados selvagens.

## 2. Material e Métodos

### 2.1. Animais

Todos os ungulados que se inserem no estudo encontram-se em regime semiextensivo, na área de safari do “Badoca Safari Park”, com cerca de 50 hectares, e a sua imobilização é realizada utilizando um sistema de injeção remota. A prática de operações de captura num ambiente que mimetiza o ambiente selvagem de onde estas espécies são naturais proporciona uma realidade semelhante à encontrada em intervenções na vida selvagem. As espécies da fauna silvestre sob maior intervenção, a nível de translocações, no nosso país pertencem às famílias incluídas neste estudo (bovídeos e cervídeos), possibilitando uma boa extrapolação dos resultados.

### 2.2. Fármacos

#### 2.2.1. O Protocolo “Mbketá”

O protocolo de imobilização em estudo consiste na associação de três fármacos: uma ciclohexilamina (quetamina), um opióide (butorfanol) e um  $\alpha 2$ -agonista (medetomidina). A quetamina é o agente primário de imobilização do protocolo, sendo utilizado 1,5 mg por kg de peso vivo do animal. A medetomidina e o butorfanol entram, cada uma, na dose de 0,05 mg por kg de peso vivo. No momento de reversão anestésica apenas a medetomidina é revertida. O antídoto utilizado é o atipamezol ( $\alpha 2$ -antagonista), na proporção de quatro ou cinco vezes a dose de medetomidina (dependendo do local onde o animal vai ser liberado e do seu plano anestésico no momento da reversão). A administração do antídoto<sup>5</sup> é realizada por administração de metade da dose por via intramuscular, e a segunda metade por via endovenosa.

Para dez animais da espécie *Dama dama* (gamos) é utilizada uma variação do protocolo em estudo, aumentando a dose de medetomidina e butorfanol de 0,05 mg/ kg (protocolo “MBKetá”) para 0,1 mg/kg (protocolo B).

Considera-se como dosagem adequada, a administração da solução anestésica, formulada segundo o protocolo em estudo, num animal cujo peso se encontra inserido um intervalo que compreende 5 valores (kg) inferiores ou superiores ao peso estimado (peso esperado) durante o cálculo para formulação da solução anestésica. A sobredosagem representa a administração de uma dose de solução anestésica calculada para um peso de pelo menos cinco valores (kg) superior ao peso real do animal. Por sua vez, a subdosagem representa a administração de uma dose de solução anestésica calculada para um peso de pelo menos cinco valores (kg) inferior ao peso real do animal.

5) A naloxona ou naltrexona (antagonistas dos opióides) também pode ser considerada na reversão anestésica total destes animais, mas torna-se dispensável se o animal se encontra num ambiente sem predadores naturais, como é o caso.



### 2.2.2. Outros fármacos

**Midazolam:** O midazolam é uma benzodiazepina de ação rápida com propriedades sedativas e de relaxamento muscular que vai atuar sinergicamente com os fármacos anestésicos utilizados na imobilização do animal. Pode ser necessária a sua utilização para aprofundamento anestésico, quando o protocolo se revele insuficiente para alcançar um plano anestésico adequado.

**Atropina:** A atropina é um antagonista muscarínico, que atua sobre os terminais nervosos parassimpáticos, interferindo na ação da acetilcolina no organismo. O músculo liso, músculo cardíaco, nodo sinoatrial e atrioventricular e as glândulas exócrinas possuem estes recetores muscarínicos. O bloqueio que a atropina exerce sobre a acetilcolina nos recetores muscarínicos das glândulas exócrinas inibe a secreção salivar e brônquica e a sudorese (Sociedade Brasileira de Anestesiologia, 2013). A utilização deste fármaco pode ser útil na supressão da sialorreia (um dos efeitos adversos mais característicos da quetamina), através do bloqueio sobre os recetores localizados nas glândulas salivares.

**Doxapram e oxigenoterapia:** A depressão respiratória é um dos problemas mais comuns que ocorre durante um procedimento de imobilização química. O cloridrato de doxapram é um analéptico respiratório de ação curta, com aplicação em insuficiências respiratórias agudas que atua por estimulação do centro respiratório a nível central. O doxapram apresenta também algumas propriedades estimulantes do SNC. Um estudo *in vitro* efetuado por Guocai Li et al (2010), efetuado em cortes de tronco cerebral de ratos recém nascidos, mostrou o envolvimento das células da Glia nos efeitos excitatórios do doxapram.

A oxigenoterapia consiste na administração médica de oxigénio de modo a garantir a oxigenação adequada dos tecidos. Em momentos de grande apneia, ou em imobilizações químicas de animais de grande porte, o recurso ao auxílio de uma botija de oxigénio durante o procedimento pode ser essencial.

**Hialuronidase:** A hialuronidase é uma enzima que produz um efeito, temporário e reversível, de despolimerização do ácido hialurónico, um polissacarídeo presente na matriz intercelular do tecido conjuntivo. A ação da hialuronidase reduz temporariamente a viscosidade do tecido conjuntivo, facilitando a difusão de líquidos injetáveis. É comercializada em pó (*Hyalase® 1500 I.U. Powder for Solution for Injection / Infusion*) e pode dissolver-se diretamente na solução anestésica. A combinação desta enzima com a solução anestésica promove uma diminuição do tempo de indução.

## 2.3. Variáveis e sua caracterização

### 2.3.1. Tempos anestésicos

Os tempos anestésicos permitem a realização de uma avaliação mais objetiva do protocolo de imobilização química.

O tempo de indução (ou tempo de queda) consiste no tempo (em minutos) decorrido entre a injeção do dardo e o momento em que o animal se encontra em decúbito. A solução de fármacos injetada deve promover uma imobilização em quatro a oito minutos (Burroughs, Meltzer & Merkel, 2012). O tempo de indução pretendido é sempre o menor possível, de modo a evitar acidentes decorrentes da fuga do animal, diminuir a possibilidade de o perder e minimizar o *stress* a que este é sujeito.

O tempo de anestesia é o intervalo de tempo (em minutos) entre a injeção do dardo e o momento em que o antídoto é administrado; enquanto o tempo de recuperação representa os minutos decorridos desde a administração do antídoto até ao momento em que o animal se coloca em estação. Este deve ser o mais curto possível, exceptuando casos em que seja vantajoso que o animal permaneça mais tranquilo (p.e., situações de internamento ou transporte).

### 2.3.2. Parâmetros de monitorização anestésica

Tendo em conta a grande variedade de espécies de ungulados selvagens existente e a pouca literatura disponível acerca das constantes fisiológicas de cada espécie, consideram-se como valores de referência os valores admitidos para a espécie bovina. As constantes fisiológicas para vacas em repouso, segundo o Manual de Veterinária Merk (2012) incluem: frequência respiratória entre 26 e 50 rpm; frequência cardíaca entre 48 e 84 bpm; e temperatura corporal entre 36,7 e 39,1°C. Segundo Iain Wilson (2013), as saturações de hemoglobina em oxigénio devem situar-se entre 95 e 100%.

A frequência respiratória (FR) é medida por observação dos movimentos torácicos ou por auscultação com recurso a um estetoscópio, por contagem do número de respirações durante 15 segundos, sendo esse número depois multiplicado por quatro, ou durante um minuto quando a respiração do animal se encontre irregular. Esta contagem é efetuada e registada (em rpm) aos 15, 20 e 30 minutos após o momento de injeção do dardo, que é considerado o momento inicial da anestesia.

A frequência cardíaca (FC) é medida com recurso a um estetoscópio e utilizando o mesmo método de contagem utilizado na frequência respiratória. A contagem foi efetuada e registada (em bpm) aos 15 e 30 minutos de anestesia. Com frequência os valores são confirmados através do pulsioxímetro, ainda que, ao se verificarem valores díspares entre os apresenta-

dos por este aparelho e os da contagem efetuada através da auscultação cardíaca, estes últimos são aqueles que integram o registo.

A temperatura retal ( $T^{\circ}$ ) é medida através da utilização de um termómetro digital. Os valores (em  $^{\circ}\text{C}$ ) são registados nos primeiros 10 minutos de anestesia e no período de 5 minutos prévios à administração do antídoto.

Para medição da saturação sanguínea em oxigénio ( $\text{SpO}_2$ ), utiliza-se um pulsioxímetro. O sensor do aparelho é colocado na língua do animal. Com exceção de fêmeas com língua escura, nas quais se dá preferência à colocação do sensor na mucosa vaginal. Ainda que a monitorização deste parâmetro decorra durante todo o procedimento (pois o pulsioxímetro é colocado no início e apenas retirado antes da reversão anestésica) os valores (em %) são apenas registados ao minuto 15 e 30 do procedimento de imobilização química.

#### 2.4. Material e procedimento de captura

A aproximação ao animal efetua-se, salvo alguns casos excecionais de capturas não planeadas, na carrinha dos tratadores no momento de alimentação dos animais, em que estes permitem uma maior proximidade. Em espécies cuja aproximação é mais difícil (p.e. gamos, veados e chitais), a solução passa por aguardar no topo de uma árvore que o alvo se aproxime da linha de ração, estrategicamente colocada perto do local (árvore) onde o operador se encontra camuflado. Para administração da solução de imobilização química são utilizados dardos *Dan-Inject* projetados a partir de uma espingarda de ar comprimido *Tel Inject*, com um manómetro de pressão incorporado, permitindo adequar a pressão à distância a que o animal se encontra (valor tirado por medidor de distâncias).

Previamente à deslocação para a área de safari onde os animais se encontravam, procede-se à preparação de uma caixa com todo o material necessário. A utilização de uma *check-list* evita situações de falta de material no campo. Assim, o material utilizado nas operações de captura inclui: a arma, o monóculo medidor de distâncias, a balança, cordas, botija de oxigénio e uma (ou duas) caixa(s) com o restante material. Na caixa transporta-se equipamento essencial à anestesia: estetoscópio, pulsioxímetro, aparelho medidor de tensão, termómetro, venda para os olhos, leitor de chips, e chips de identificação. O material anestésico no interior da caixa inclui: dardos *Dan inject* ou *Tel Inject* (com respetivas agulhas, tampas, borrachas, direcionadores, seringa de pressurização e alicate); os agentes anestésicos que o protocolo indica e nas concentrações disponíveis no parque (quetamina na concentração de 100 mg/ml, medetomidina na concentração de 20 ou 30 mg/ml e butorfanol na concentração de 10 ou 50 mg/ml); o antagonista (Atipamezol na concentração de 5mg/ml); e outros fármacos anestésicos como midazolam ou diazepam. A atropina, adrenalina e doxapram encontram-se sempre presentes na caixa de anestesia, sendo a sua utilidade elucidada

da no subcapítulo sobre “outros fármacos”. A caixa transportadora contém também outro material com potencial uso na situação de campo: antibióticos (parenterais e tópicos), anti-inflamatórios, compostos de vitamina E e Selénio, um antiparasitário parenteral, um lubrificante corneal, antissépticos, álcool, água oxigenada, compressas, algodão, tubos de EDTA e de soro, seringas de vários volumes, agulhas de diferentes calibres (Gauge), material de fluidoterapia (cateteres, vias, soluções eletrolíticas), luvas, e material básico de cirurgia sempre que exista a mínima suspeita da sua necessidade.

Após o disparo do dardo, e assim que o animal se encontre em decúbito, a equipa aproxima-se colocando uma venda sobre os olhos e compressas nos ouvidos, diminuindo assim a percepção sensorial e otimizando o aprofundamento do plano anestésico. Um elemento da equipa fica responsável por colocar o animal na posição adequada e suportar a sua cabeça durante todo o procedimento. De seguida o pulsioxímetro é colocado na língua ou mucosa vaginal do animal, iniciando-se a monitorização anestésica. Como o protocolo em estudo inclui quetamina, os olhos do animal mantêm-se abertos durante todo o procedimento, por isso aplica-se um lubrificante corneal de modo a evitar a secura e ulceração da córnea.

Como existem poucas oportunidades de manipular estes animais, procede-se à recolha de todos os dados possíveis acerca destes (leitura de chip, recolha de sangue) e à sua desparasitação por via parenteral (ivermectina; SC; 1 ml por cada 50kg de peso vivo). Estes procedimentos efetuam-se geralmente no final da operação e previamente à reversão anestésica, conjuntamente com a administração de antibióticos e/ou anti-inflamatórios (se necessário) e de um complexo de vitamina E e selénio (1ml por cada 10 kg de PV), como prevenção de consequências derivadas da situação de *stress* a que o animal é submetido.

A operação não termina com a reversão anestésica. Após o animal se encontrar desperto e em estação, é acompanhado à distância, de modo a assegurar que se encontra alerta e capaz de evitar possíveis ataques de outros animais. Ao longo do dia e no dia seguinte os tratadores permanecem atentos ao animal, assegurando o sucesso da operação.

## 2.5. Análise de dados

O registo de dados das imobilizações químicas decorreu entre 17 de Setembro de 2012 e 18 de Março de 2013, e foram registados numa ficha elaborada pela autora por adaptação de uma já existente, pertencente ao médico veterinário do parque (Anexo II). A análise efetuada inclui parâmetros como o tempo de indução e de recuperação anestésica, e parâmetros de monitorização (FR, FC, SpO<sub>2</sub>, temperatura corporal).

Os dados recolhidos foram analisados primariamente através do programa “Microsoft Office Excel 2007”. A sua análise estatística foi posteriormente realizada através do programa “R

i386 3.0.0.”, recorrendo-se à utilização de diagramas de caixa, que permitiram observar a distribuição dos valores das variáveis estatísticas em estudo.

### 3. Resultados

O estudo incluiu três espécies diferentes de bóvidos e três de cervídeos, somando um total de 26 animais (Tabela 4).

Tabela 4 - Animais imobilizados com o protocolo “MbKeta”, considerados para inclusão no estudo.

Família	Espécie	Nome comum	Nº de animais
<b>Bovídeos</b>	<i>Ammotragus lervia</i>	Muflão (Carneiro da Barbária)	14
	<i>Kobus leche kafuensis</i>	Cobo de leche	5
	<i>Syncerus caffer</i>	Búfalo Africano	1
<b>Cervídeos</b>	<i>Axis axis</i>	Chital	1
	<i>Dama dama</i>	Gamo	4
	<i>Cervus elaphus</i>	Veado vermelho (Veado Ibérico)	1
Total			26

Tabela 5 - Motivos de imobilizações químicas realizadas com o protocolo “MBKeta”

Motivo de imobilização química	Ungulados
Estudo genético	2
Remoção de objetos	3
Inspeção de lesão	2
Internamento	2
Transporte	11
Intervenção cirúrgica	1
Atividades de formação <sup>6</sup>	5
Total	26

A recolha de dados foi efetuada durante a imobilização química de ungulados com o protocolo “MBKeta”, no decorrer de diversas situações clínicas e de manejo. Na Tabela 5, enumeram-se os diferentes objetivos dos procedimentos de imobilização química. No disparo do dardo, a distância mínima de mira foi de dois metros e a máxima de 23 metros. A maioria dos disparos efetuou-se a uma distância de 12 a 15 metros do animal-alvo.

Em anexo encontram-se as tabelas 10 e 11 que apresentam todos os dados recolhidos para análise neste estudo (ANEXO III e IV), assim como a descrição detalhada dos aspetos mais relevantes, em termos anestésicos, dos procedimentos executados, segundo as espécies (ANEXO V).

6) Práticas no decorrer do 1º e 2º “Curso de iniciação à captura, anestesia e transporte de ungulados selvagens”, organizado pelo Badoca Safari Park.

Na Figura 19 e 20 encontram-se os resultados dos animais envolvidos no estudo, em relação à espécie e à dosagem anestésica utilizada.

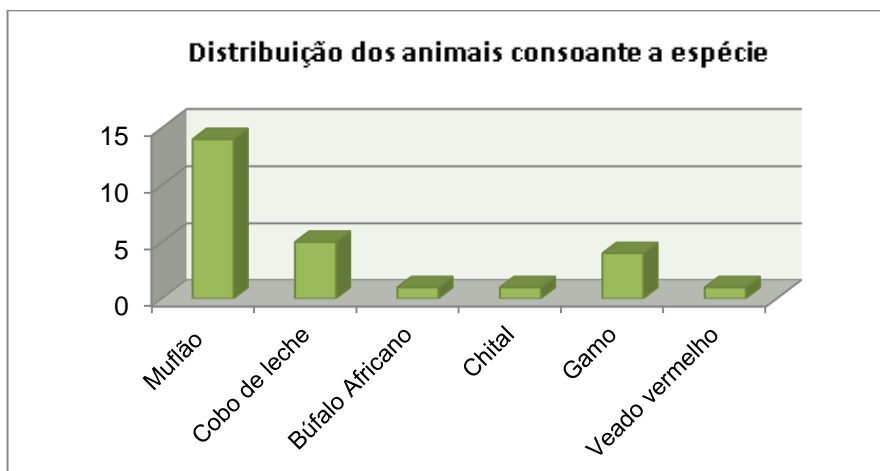


Figura 19 - Distribuição, em termos de frequência absoluta, dos animais envolvidos no estudo, consoante a espécie.

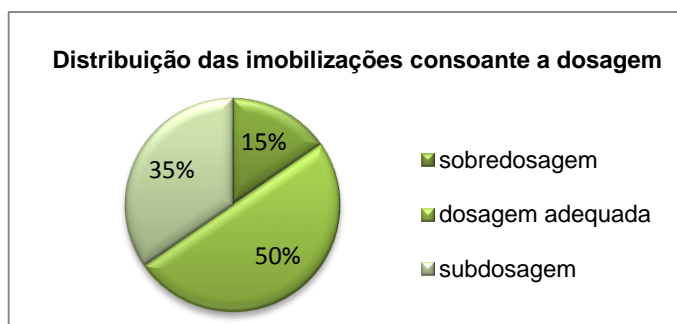


Figura 20 - Distribuição, em termos de frequência relativa, dos procedimentos de imobilização segundo as dosagens utilizadas.

Tabela 6 - Médias dos tempos de indução para as diferentes dosagens anestésicas e para o conjunto das imobilizações químicas.

	Tempo de indução (média)
Dosagem adequada	5'36"
Subdosagem	12'18"
Sobredosagem	7'
Geral	8'06"

Tabela 7 - Médias dos tempos de recuperação para as diferentes dosagens anestésicas e para o conjunto das imobilizações químicas.

	Tempo de recuperação (média)
Dosagem adequada	4'42"
Subdosagem	2'12"
Sobredosagem	2'18"
Geral	3'36"

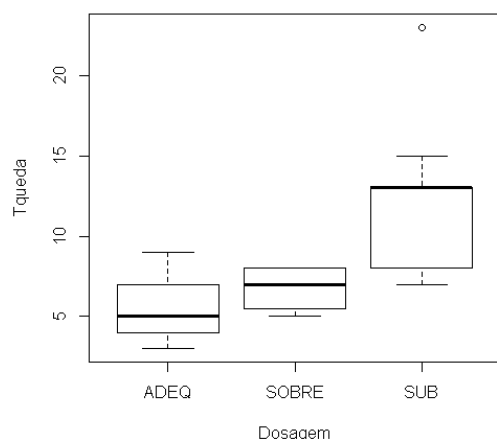


Figura 21 - Comparação das distribuições de tempos de indução (Tqueda) entre animais com dosagem anestésica adequada, sobredosagem e subdosagem.

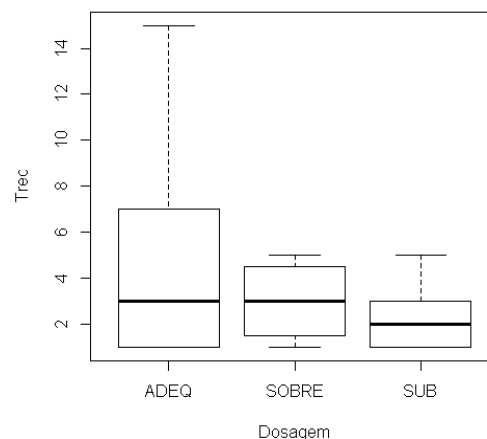


Figura 22 - Comparação das distribuições de tempos de recuperação (Trec) entre animais com dosagem anestésica adequada, sobredosagem e subdosagem.

Nas tabelas 6 e 7 são apresentados os resultados das médias dos tempos de indução e dos tempos de recuperação, respetivamente, para os procedimentos de imobilização química sob dosagem adequada, subdosagem, sobredosagem e o valor médio de todos os procedimentos. A Figura 21 e a Figura 22 apresentam ainda a distribuição dos resultados de tempo de indução (Tqueda) e tempo de recuperação (Trec) obtidos em relação às dosagens (adequadas, sobredosagens e subdosagens), respetivamente.

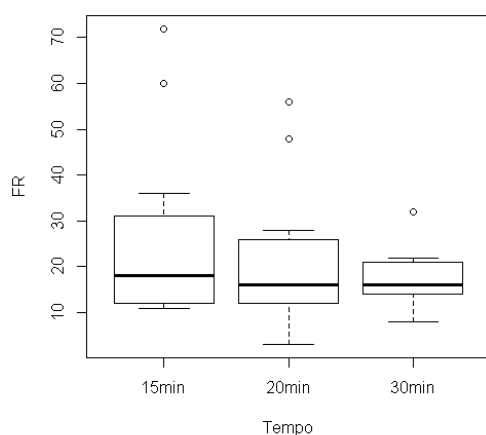


Figura 23 - Comparação das distribuições das frequências respiratórias registadas durante os 15, 20 e 30 minutos de procedimento de imobilização.

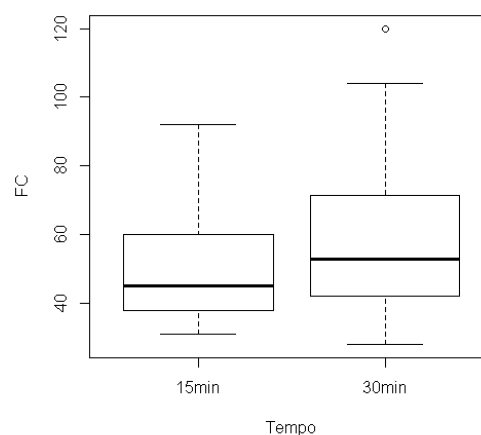


Figura 24 - Comparação das distribuições das frequências cardíacas registadas durante os 15 e 30 minutos de procedimento de imobilização.

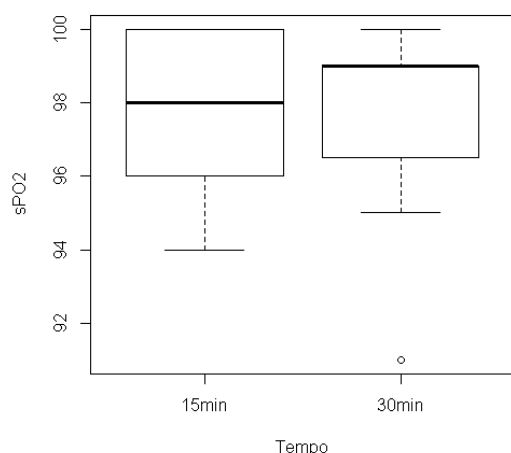


Figura 25 - Comparação das distribuições dos valores de saturação da hemoglobina em oxigénio registados durante os 15 e 30 minutos de procedimento de imobilização.

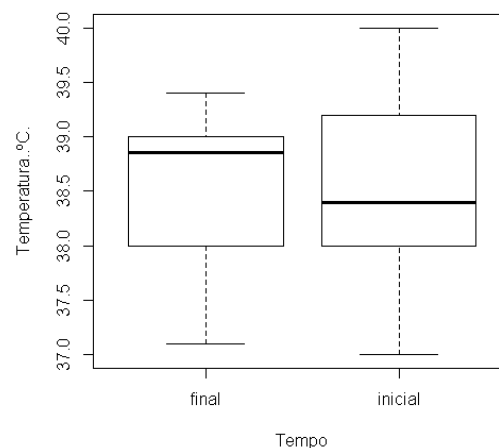


Figura 26 - Comparação das distribuições dos valores de temperatura corporal registados durante os 15 e 30 minutos de procedimento de imobilização.

A monitorização anestésica desempenha um papel determinante na avaliação de um protocolo anestésico. As Figuras 23, 24, 25 e 26 apresentam, com recurso a diagramas de caixa, as distribuições dos valores de frequência respiratória, frequência cardíaca, saturação da hemoglobina em oxigénio e temperatura corporal, obtidos durante o estudo.

### MBKeta em Gamos (*Dama dama*)

Como referido no capítulo “Material e Métodos”, um grupo de dez gamos foi anestesiado com uma variação do protocolo “MBKeta”, considerado como “Protocolo B”. Na Tabela 8 apresenta-se os resultados obtidos, nesta espécie, segundo o protocolo original “MBKeta”. Logo em seguida, na Tabela 9, observam-se os resultados obtidos nos procedimentos de imobilização química realizados segundo esta nova variante do protocolo (Protocolo B).

Tabela 8 - Tempos de anestesia e valores de monitorização anestésica obtidos com a utilização do protocolo “MBKeta” na imobilização química de quatro gamos.

Animais protocolo MBKeta (Ficha)	Tindução (min)	Tanest (min)	Trecup (min)	FC_20 min (bpm)	FR_20 min (rpm)	To_20 min (°C)	SpO <sub>2</sub> _20 min (%)
2	8	50	7	48	12	NA	94
6	6	28	15	92	24	39,2	98
22*	6	28	5	36	14	39,3	98
24*	8	43	2	50	28	38	100
MÉDIA	7	37,25	7,25	56,5	19,5	38,8	97,5

\* (sobredosagem)



Tabela 9 - Tempos de anestesia e valores de monitorização anestésica obtidos com a utilização do protocolo B (variante do protocolo “MBKeta”) na imobilização química de dez gamos.

Animais protocolo B	Tindução (min)	Tanest (min)	Trecup (min)	FC_20 min (bpm)	FR_20 min (rpm)	To_20 min (°C)	SpO <sub>2</sub> _20min (%)
1	4	45	2	80	25	39.5	92
2	7	40	7	45	12	39	100
3	6	50	3	68	18	38.8	100
4	7	40	3	62	22	39.2	98
5	8	45	2	58	44	40.1	95
6	3	35	5	74	32	38.5	98
7	5	25	8	55	15	38.4	94
8	4	55	3	52	15	39.8	96
9	8	40	3	48	28	39.3	91
10	7	30	6	40	18	38.2	100
MÉDIA	<b>5,95</b>	40,5	<b>4,2</b>	58,2	22,9	39	96,4

#### 4. Discussão

A presente discussão pretende analisar as operações de imobilização química incluídas no estudo, baseando-se na avaliação dos resultados apresentados. Deste modo, discutem-se os aspetos mais relevantes da componente prática desta dissertação, avaliando a atuação do protocolo em cada espécie e interpretando os resultados obtidos nos tempos de anestesia e nos parâmetros de monitorização da generalidade dos indivíduos imobilizados.

##### 4.1. Discussão de casos interespecífica

Ainda que a análise dos parâmetros tenha sido efetuada para a generalidade dos indivíduos, sem ter em consideração a espécie a que pertencem, verificou-se que, além das variações individuais, cada espécie apresenta diferenças mais ou menos acentuadas entre si na resposta a este protocolo.

##### Muflões (*Ammotragus lervia*)

Os muflões foram a espécie alvo do maior número de imobilizações químicas com o protocolo “MBKeta”, perfazendo uma amostragem de 14 indivíduos.

Entre todas as espécies incluídas no estudo, esta foi a que apresentou melhores resultados: uma média de tempos de indução de seis minutos e de tempos de recuperação de um minuto e 42 segundos, com dosagem anestésica adequada. Nesta espécie, considerou-se suficiente uma dose de atipamezol três a quatro vezes superior à de medetomidina para reversão total dos efeitos anestésicos. Há ainda que referir a influência da junção de hialuronidase na solução anestésica. Em três dos sete indivíduos anestesiados com uma dose adequada ao

seu peso, adicionou-se esta enzima à solução anestésica resultando em tempos de indução inferiores: três e cinco minutos.

A imobilização química, quase simultânea, de dois animais com pesos consideravelmente diferentes (24 e 40 kg), a partir de soluções anestésicas preparadas para animais de 35 kg, permite apreciar a diferença existente entre um animal que sofra sobredosagem e outro que sofra subdosagem anestésica, respetivamente. O muflão que sofreu sobredosagem anestésica (Ficha nº12; Tabela 10; ANEXO III) apresentou um plano anestésico estável, apesar de algo profundo, o que permite aferir uma boa margem de segurança do protocolo de imobilização. No período pós imobilização apresentou alguns efeitos residuais da quetamina: ataxia e membros posteriores contraídos. O animal que sofreu subdosagem anestésica (Ficha nº13; Tabela 10; ANEXO III) apresentou um plano anestésico mais superficial, com uma temperatura superior devido ao maior nível de *stress* a que foi submetido decorrente de um maior tempo de fuga (maior tempo de indução), tendo resultado numa recuperação relativamente rápida. Seis imobilizações químicas de muflões foram com subdosagens anestésicas e todas foram exequíveis. Não se verificaram grandes complicações relacionadas com a subdosagem, à exceção de um animal que apresentou um tempo de indução de 23 minutos (Ficha nº14; Tabela 10; ANEXO III). O muflão caiu inicialmente após 13 minutos após injeção do dardo e devido a um estímulo externo despertou novamente possibilitando-lhe a fuga. A produção de catecolaminas, decorrente desta situação de *stress*, anula o efeito da medetomidina, o que explica o animal ter caído novamente apenas passados dez minutos. A recuperação foi bastante rápida, em concordância com o plano anestésico superficial do animal.

Este protocolo revela-se, assim, adequado para esta espécie, apresentando uma grande margem de eficácia mesmo em animais com pesos consideravelmente superiores ao peso estimado para a formulação da solução de imobilização química.

### **Gamos (*Dama dama*)**

Os gamos, uma espécie comum na fauna silvestre portuguesa, são animais muito resistentes à maioria dos protocolos anestésicos, sendo a sua imobilização química considerada bastante complicada. Através do protocolo “MBKeta” os animais, imobilizados com dosagem adequada ao seu peso, apresentaram tempos de indução de sete minutos (média). Porém, independentemente do tempo decorrido entre a injeção do dardo e a queda ser razoável, os animais permaneceram num plano anestésico superficial, acusando, inclusive, reflexo auricular. Nos dois procedimentos com dosagem adequada, houve necessidade de aprofundamento do plano anestésico com midazolam. O reforço anestésico resultou, no entanto, num tempo de recuperação muito demorado, com necessidade de reforço do antídoto ou administração de doxapram, pelas suas propriedades estimulantes do SNC. Ainda assim, os

animais, mantiveram-se pouco alertas nas horas seguintes ao procedimento. Outros dois gamos apresentaram bons resultados, tanto a nível do tempo de indução como o de recuperação, ao sofrerem sobredosagem anestésica.

A partir da interpretação destes resultados, aferiu-se que o protocolo não é adequado para esta espécie e realizou-se uma alteração nas dosagens deste, com o objectivo de otimizar os resultados obtidos. A adaptação do protocolo consistiu num aumento da dose de medetomidina e butorfanol do protocolo (de 0,05 para 0,1 mg/kg PV, para ambos os fármacos). A nova variante do protocolo foi utilizada numa amostra de dez indivíduos e os resultados foram satisfatórios. Ao compararmos a média dos tempos anestésicos entre o protocolo original (MBKeta) e o alterado (protocolo B) verifica-se uma diminuição considerável na média do tempo de indução (de sete minutos com o protocolo “MBKeta” [Tabela 8] para seis minutos com o protocolo B [Tabela 9]), assim como uma acentuada redução no tempo de recuperação (sete minutos e 15 segundos com o protocolo original [Tabela 8] e cinco minutos e 12 segundos com o protocolo B [Tabela 9]). A grande discrepância nos tempos de recuperação não é muito significativa, pois deve-se ao incremento do tempo de recuperação no protocolo original por utilização de midazolam, como reforço anestésico, em 50% (dois) desses procedimentos. Por outro lado, esta variante do protocolo (adaptada especificamente para gamos) demonstra a sua eficácia através da diminuição dos tempos de indução e da ausência da necessidade de administração de um reforço anestésico para atingir um plano anestésico.

### **Cobos de leche (*Kobus leche kafuensis*)**

Os cobos de leche responderam de modo adequado a este protocolo. Os tempos de indução foram satisfatórios, entre três a cinco minutos, com dosagem adequada. Apenas um animal sofreu subdosagem anestésica, apresentando um tempo de indução superior (oito minutos). Os tempos de recuperação também se mostraram satisfatórios à exceção de dois indivíduos que tardaram dez minutos a colocar-se em estação. Ainda assim, estes dois casos apresentam justificação. No primeiro animal (Ficha nº3; Tabela 10; ANEXO III) o tempo de recuperação longo justifica-se pelo curto tempo de anestesia, o antídoto foi administrado 25 minutos após a injeção do dardo. A ketamina apresenta um tempo de atuação de cerca de 30 minutos, sendo desaconselhável realizar a reversão anestésica previamente, pois o animal ainda se encontra num plano anestésico relativamente profundo. No segundo caso (Ficha nº5; Tabela 10; ANEXO III) esta justificação não se aplica pois o procedimento de imobilização teve a duração de uma hora e seis minutos. O aumento do tempo de recuperação neste caso deveu-se, provavelmente, ao estado debilitado em que o animal se encontrava. O facto do mesmo animal ter apresentado um tempo de recuperação ótimo (três minutos), numa captura realizada dois meses após esta intervenção, quando já se encontrava em boa condição física, contribui para a validação desta hipótese.

**Búfalo- Africano (*Syncerus caffer*)**

A amostragem desta espécie resume-se a um único indivíduo, não sendo possível retirar conclusões acerca da ação do protocolo nesta espécie. Este foi o único ungulado de peso superior a 150 kg incluído no estudo. O animal, de peso estimado em 650 kg, apresentou um bom tempo de indução anestésica (seis minutos; Ficha nº21; Tabela 10; ANEXO III), considerando a grande subdosagem anestésica que sofreu (protocolo destinado a um peso de 135 kg). Este animal era particularmente dócil não necessitando de uma dose correspondente ao seu peso para ser imobilizado. Ainda assim, justifica-se a necessidade de um reforço anestésico, com solução anestésica de quetamina, medetomidina e butorfanol e, ainda, de diazepam, após uma hora de procedimento. A dificuldade de imobilização química de ungulados de grande porte prende-se na capacidade limitada de solução anestésica que o dardo pode conter. Por isso, o protocolo “MBKeta” não é o mais indicado para ungulados de grande porte, sendo preferível utilizar fármacos mais potentes como a etorfina. Ainda assim, a cirurgia foi exequível, e a única complicação anestésica consistiu numa forte depressão respiratória (duas a três rpm), que foi contrariada com sucesso através do recurso a oxigenoterapia.

**Chital (*Axis axis*)**

Também esta espécie contribuiu com apenas um indivíduo para a amostragem, sendo poucas as relações que se podem retirar. Sofrendo sobredosagem anestésica, o seu tempo de indução foi de oito minutos (Ficha nº25; Tabela 10; ANEXO III). O tempo de recuperação foi ótimo mas seriam necessários mais procedimentos de imobilização química nesta espécie (com o protocolo em estudo) para retirar algumas conclusões.

**Veado- Ibérico (*Cervus elaphus*)**

Apenas um veado foi inserido neste estudo, apresentando um tempo de indução anestésica elevado (13 minutos; Ficha nº26; Tabela 10; ANEXO III). Para além da subdosagem anestésica, outras variáveis que podem ter contribuído para a resistência que o animal mostrou à queda são: a natureza selvagem e “esquiva” desta espécie, o facto de se tratar de um indivíduo com uma ótima condição corporal (140 kg), e a sua posição como dominante no grupo. O tempo de recuperação foi ótimo (um minuto).

**4.2. Discussão dos tempos anestésicos**

Ainda que cada espécie apresente tempos de indução diferentes, estes foram analisados (em termos analíticos) desprezando este aspeto e atendendo apenas à adequação da dose de solução anestésica para o peso dos animais imobilizados. A média dos tempos de indução para os indivíduos imobilizados, obtidos com a utilização de uma dosagem adequada do

protocolo de imobilização em estudo, foi de cinco minutos e 36 segundos (Tabela 6). Este resultado é bastante satisfatório, enquadrando-se nos objetivos pretendidos (indução entre quatro a oito minutos). Ao observarmos a Figura 21, podemos retirar conclusões mais detalhadas sobre a distribuição dos resultados obtidos com uma dosagem adequada: os dados mostram-se relativamente simétricos, com 50% dos tempos de indução situados entre três e sete minutos. Em situações de sobredosagem, a média dos tempos de indução é de sete minutos (Tabela 6) o que revela alguma inconsistência, pois o seu valor deveria ser inferior ao resultado obtido com dosagens adequadas. A sua distribuição (Figura 21) é parcialmente justificada pela existência de apenas quatro animais a integrar este grupo, não sendo possível retirar conclusões com um número tão limitado. Os animais que sofreram subdosagem apresentam uma média de tempos de indução igual a 12 minutos e 18 segundos (Tabela 6). Tal como a distribuição dos tempos de indução em sobredosagem anestésica (Figura 21), existe assimetria dos dados à direita, ou seja a maioria dos tempos de indução são inferiores à mediana. Metade dos tempos de indução encontram-se no intervalo entre oito e treze minutos e o tempo mínimo de indução sob subdosagem anestésica é de sete minutos. No diagrama de caixa referente a anestésias por subdosagem (Figura 21) existe ainda um valor discrepante (*outlier*), que corresponde ao caso de um muflão que tardou 23 minutos a ser imobilizado, por ter sofrido uma subdosagem anestésica considerável. Ao compararmos os diferentes diagramas de caixa podemos concluir que as imobilizações químicas com dosagem adequada representam a distribuição ideal dos tempos de indução. O diagrama de caixa da sobredosagem idealmente colocar-se-ia numa posição inferior à anterior, incluindo menores tempos de indução, o que não acontece devido à existência de uma diminuta amostragem de sobredosagens anestésicas, impossibilitando a formação de um padrão correto. A média da totalidade dos tempos de indução é igual a oito minutos e seis segundos (Tabela 6). Verifica-se, assim, um aumento do tempo médio de indução geral devido aos valores desviantes, obtidos nas imobilizações químicas por sobredosagem e subdosagem anestésica. Seria útil a existência de um maior número de casos de sobredosagem que criasse um padrão de tempos de indução menores e equilibrasse os resultados, tornando os tempos de indução gerais mais próximos dos referentes às dosagens adequadas.

O tempo de recuperação pretendido é, regra geral, o mais curto possível. A média dos tempos de recuperação com dosagens anestésicas adequadas aos pesos dos animais é de quatro minutos e 42 segundos (Tabela 7). O resultado é satisfatório ainda que pouco representativo do quadro real, visto que em 13 anestésias com dosagem anestésica adequada apenas quatro casos apresentaram resultados acima dos quatro minutos. Estes valores pertencem a dois gamos e dois cobos de leite. Nos gamos, os tempos de recuperação longos são provocados pelo aprofundamento anestésico realizado com midazolam, enquanto nos cobos são justificados por um caso de gestação e um caso de um animal debilitado por pa-

tologia. Os tempos médios de recuperação (Tabela 7) relativos a sobredosagem e subdosagem anestésica são de dois minutos e 18 segundos, e dois minutos e 12 segundos, respetivamente. O resultado dos tempos obtidos em situação de sobredosagem, tal como ocorreu nos tempos de indução, difere do esperado. Uma imobilização com sobredosagem anestésica tende a aprofundar o plano anestésico dificultando a recuperação. Por sua vez, a subdosagem anestésica apresenta um resultado esperado. O plano anestésico na imobilização é mais superficial com subdosagem, logo, a recuperação é mais rápida. Ainda assim, a dosagem anestésica não é um fator muito influente no tempo de recuperação quando existem diferentes tempos de anestesia, por isso a interpretação do gráfico presente na Figura 22 não apresenta qualquer interesse. Existem muitas variáveis que influenciam o tempo de recuperação anestésico, como é o caso da quantidade de antídoto administrado (quando se trata de um caso de sobredosagem existe o cuidado de administrar uma dose correta de antídoto) e da sensibilidade da espécie ao protocolo (metade [dois] dos casos de sobredosagem correspondem a gamos, uma espécie que se mostrou pouco sensível a este protocolo). A variável que desempenha um papel mais importante no tempo de recuperação é o tempo de anestesia decorrido. Se o tempo de anestesia for superior ao tempo de duração dos efeitos dos fármacos anestésicos a recuperação será bastante rápida, e *vice versa*. O tempo médio de recuperação para toda a amostragem foi de três minutos e 36 segundos (Tabela 7). No entanto, há que referir que a moda do tempo de recuperação foi igual a um minuto. A tendência deste protocolo para exibir uma recuperação muito rápida após a administração do antídoto sugere a possibilidade da sua utilização em vida selvagem, onde existem predadores e é exigido que o animal se encontre imediatamente alerta após a reversão anestésica.

#### **4.3. Discussão dos parâmetros de monitorização**

Assumindo os valores fisiológicos da espécie bovina em repouso, segundo o manual de medicina veterinária Merk, considerados inicialmente, como referência e pressupondo a diminuição da frequência cardíaca e respiratória por efeito da generalidade dos agentes anestésicos, procede-se à discussão dos resultados obtidos.

##### **Frequência Respiratória**

A Figura 23, ilustra as distribuições dos valores de frequência respiratória (rpm), comparando os resultados aos 15, 20 e 30 minutos de imobilização. Metade dos valores registados aos 15 minutos apresentam-se entre as 12 e 30 rpm, aos 20 minutos entre as 12 e 25 rpm, e entre os 15 e 20 rpm aos 30 minutos de procedimento anestésico. Os valores muito variáveis aos 15 minutos mostram-se bastante mais uniformes aos 30 minutos. Ocorreram apenas dois registos de frequências respiratórias inferiores a 10 rpm.

São representados também quatro valores discrepantes (*outliers*). O valor mais elevado (72 rpm) pertence a um cobo de leite (Ficha nº7; Tabela 11; ANEXO IV). Esta taquipneia foi provocada pelo estímulo doloroso, decorrente de um pequeno procedimento cirúrgico sobre um abscesso abdominal. Dois desses valores (60 e 48 rpm) pertencem ao mesmo animal, um chital (Ficha nº25; Tabela 11; ANEXO IV) e o restante *outlier* (56 rpm) a um cobo de leite. A causa destes aumentos nos valores de frequência respiratória é desconhecida. Uma hipótese válida para esta frequência respiratória aumentada pode ser uma compensação da depressão respiratória, em que o volume inspirado por minuto aumenta, de modo a reduzir o excesso de CO<sub>2</sub> acumulado. O valor mínimo obtido de FR, 3 rpm, foi registado aos 20 minutos, e pertence a um búfalo africano (Ficha nº21; Tabela 11; ANEXO IV). Este animal apresentou alguns períodos de apneia durante o procedimento anestésico mas recuperou consideravelmente após a administração de doxapram.

Por fim, a média das FR registadas foi de 23 rpm, sugerindo uma ligeira depressão respiratória, na generalidade dos animais imobilizados com o protocolo em estudo.

### **Frequência Cardíaca**

As distribuições dos valores de frequências cardíacas (Figura 24) surgem bastante mais dispersas que as das frequências respiratórias. Metade dos valores, registados aos 15 minutos, apresentam-se entre 38 e 60 bpm; e entre 42 e 70 bpm aos 30 minutos de procedimento anestésico. Ocorreram alguns registos de frequências cardíacas inferiores a 40 bpm, valores que alguns autores consideram insuficientes para uma boa perfusão tecidual.

Os dois valores discrepantes representam quadros de taquicardia. O valor registado aos 15 minutos, de 92 bpm, pertence à imobilização química de um gamo (Ficha nº6; Tabela 11; ANEXO IV). Como já foi referido anteriormente, os gamos mostram-se pouco sensíveis a este protocolo, não alcançando o plano anestésico pretendido. A frequência cardíaca deste indivíduo estabilizou após o aprofundamento anestésico com administração de midazolam. O segundo valor discrepante consiste numa frequência cardíaca de 120 bpm (Ficha nº10; Tabela 11; ANEXO IV) e o valor máximo registado aos 30 minutos é de 104 bpm (Ficha nº14; Tabela 11; ANEXO IV). Ambos os valores surgem na sequência de casos de subdosagem anestésica em muflões.

A média das frequências cardíacas registadas é igual a 55 bpm. Este é um ótimo resultado, considerando o intervalo de referência para valores de FC fisiológicas (48 a 84 bpm).

### **Saturação da hemoglobina em oxigénio**

O gráfico presente na Figura 25 ilustra as distribuições dos valores de saturação da hemoglobina em oxigénio comparando os valores registados aos 15 e 30 minutos de procedimento de imobilização. Metade dos valores registados aos 15 minutos apresentam-se entre 96 e 100%, enquanto metade dos registados aos 30 minutos situam-se entre os 96,5 e 99%. Esta ligeira diminuição da saturação em oxigénio enquadra-se nos parâmetros regulares de

um procedimento anestésico, onde os fármacos provocam quase sempre alguma depressão respiratória e inadequada oxigenação sanguínea que, se continuada por muito tempo, conduz a um quadro de hipoxia. Os resultados apresentados são bastante positivos, à exceção de dois que se situam abaixo do intervalo de valores em que se considera existir uma adequada oxigenação do sangue. Um desses valores está representado no gráfico como um valor de 94% aos 15 minutos de anestesia e pertence a um gamo (Ficha nº2; Tabela 11; ANEXO IV), enquanto o outro encontra-se representado no gráfico como um *outlier* (91%, o valor mínimo) e foi registado no minuto 30 do procedimento de imobilização química de um chital (Ficha nº25; Tabela 11; ANEXO IV). Nenhum dos valores se aproxima realmente a uma situação de hipoxémia, resultando ambos de uma excessiva produção de saliva. A sialorreia é um efeito secundário comum da quetamina que diminui a sensibilidade do sensor do pulsioxímetro, prejudicando a sua leitura. No caso do chital, a sialorreia foi controlada com a administração de atropina e o pulsioxímetro registou valores de 96% e 100% aos 40 e 50 minutos de anestesia, respetivamente.

A saturação da hemoglobina em oxigénio apresenta como média o valor de 97,88%, o que é um resultado bastante satisfatório na avaliação de um protocolo anestésico.

#### **Temperatura corporal**

As distribuições dos valores de temperatura corporal representadas na Figura 26, compararam os valores registados no princípio e no final do procedimento de imobilização (antes da reversão anestésica). Metade dos valores registados no início apresentam-se entre 38 e 39°C enquanto metade dos registados no final do procedimento abrangem uma variação ligeiramente maior: entre 38 e 39,2°C. Estes resultados não apresentam um valor significativo para o presente estudo. O valor máximo registado é de 40°C e corresponde à imobilização química de um muflão (Ficha nº4; Tabela 11; ANEXO IV) durante um dia de bastante calor. A fluidoterapia permitiu o controlo da temperatura corporal desse indivíduo. Por sua vez, o valor mínimo de 37,1°C foi igualmente registado num muflão (Ficha nº23; Tabela 11; ANEXO IV), neste caso num dia frio sob condições de pluviosidade.

A média das temperaturas corporais registadas é de 38,5°C, incluindo-se, assim como a FC e SpO<sub>2</sub>, dentro do intervalo de referência para valores fisiológicos considerado inicialmente.

#### **4.4. Considerações finais sobre o protocolo “MBKeta”**

A adição de butorfanol à combinação de quetamina e medetomidina, já de si eficaz e potencializada, acrescenta algumas vantagens ao protocolo quetamina-medetomidina, discutido anteriormente nesta dissertação. Ao incorporar-se o butorfanol, é possível reduzir a dose de medetomidina necessária para imobilização e, assim, minimizar os efeitos secundários cardiovasculares desta (bradicardia; Chickitt et al, 2001). O butorfanol é um opióide com fortes



propriedades sedativas e alguma capacidade analgésica (Burroughs, Meltzer & Morkel, 2012) e, tal como a quetamina e a medetomidina, apresenta grande disponibilidade comercial, sendo facilmente encontrado na clínica de pequenos animais.

Chickitt et al. (2001) avaliou os efeitos cardiopulmonares desta combinação de fármacos (quetamina-medetomidina-butorfanol) em nove gazelas de Thompson (*Gazella thomsoni*) em cativeiro. Recordando as doses do protocolo “MBKeta” (1,5 mg de quetamina, 0,05 mg de medetomidina e 0,05 mg de butorfanol por quilograma de peso vivo), o protocolo anestésico avaliado por Chickitt et al. (2001) consistia numa dose de quetamina e butorfanol substancialmente superior à utilizada no protocolo (“MBKeta”) em estudo (5 mg/kg e 0,40 mg/kg, respectivamente) e uma dose de medetomidina ligeiramente inferior (0,04 mg/kg). Este protocolo apresentou um tempo de médio de indução semelhante ao resultado que obtivemos com dosagem adequada do “MBKeta” (cerca de 5 minutos e meio), mas bastante inferior ao resultado obtido para o total dos resultados (cerca de 8 minutos). O fato do protocolo avaliado por Chickitt et al. (2001) apresentar apenas 22% de subdosagens anestésicas (dois casos num total de nove) enquanto o protocolo em estudo apresenta 35% (nove casos num total de vinte e seis), justifica o aumento do tempo médio de indução, no protocolo “MBKeta”, para o total das imobilizações químicas. Em relação aos parâmetros de monitorização, os valores médios de FR situaram-se entre as 10 e 30 rpm, enquanto as FC apresentaram valores superiores a 45 bpm mas sempre inferiores a 60 bpm. Os valores de saturação sanguínea em oxigénio foram consideravelmente inferiores aos apresentados pelo protocolo em estudo, com três gazelas a apresentarem valores inferiores a 90%. Por fim, tal como os restantes parâmetros, a temperatura apresentou uma ligeira diminuição durante o procedimento anestésico. O tempo médio de recuperação apresentado por este protocolo foi ligeiramente superior a nove minutos. Para avaliar este resultado é necessário considerar as diferenças na administração do antídoto: no protocolo avaliado por Chickitt et al. (2001) realiza-se a antagonização da medetomidina e do butorfanol (com atipamezol e naloxona, respetivamente) e a via de administração utilizada é unicamente a intramuscular; por sua vez, o protocolo “MBKeta” indica unicamente a utilização de atipamezol na reversão anestésica, administrando metade da dose por via intramuscular e a segunda metade por via endovenosa. Ainda assim, o resultado apresentado por Chickitt et al. (2001), uma média de 9,3 minutos, é bastante superior à do protocolo em estudo (3,5 minutos). As complicações anestésicas reportadas foram idênticas às que ocorreram no protocolo em estudo: alguns casos de hiper-salivação (efeito secundário da quetamina) e timpanismo (associado à medetomidina).

Comparando os dois protocolos, o protocolo MBKeta apresenta um tempo de indução, com dosagem anestésica adequada, semelhante ao apresentado pelo protocolo estudado por Chickitt et al. (2001) e um tempo de recuperação inferior. O protocolo MBKeta apresentou uma distribuição da temperatura corporal, FR e FC semelhantes (ainda que os valores mé-

dios de FC se tenham situado num intervalo maior) e os valores de saturação da hemoglobina em oxigénio substancialmente superiores, não apresentando casos sugestivos de hipoxemia. Ainda assim, a principal desvantagem do protocolo anestésico avaliado por Chickitt et al. (2001) recai sobre o grande volume de butorfanol necessário para uma dose de 0,4 mg/kg. Tal volume torna impraticável a administração remota da solução anestésica, fundamental em animais de vida livre.

O protocolo “MBKeta” apresenta um conjunto de características que permite o seu reconhecimento como um método alternativo na imobilização de ungulados selvagens de pequeno e médio porte, durante um período entre 45 minutos a uma hora. O seu tempo de indução é ótimo (supondo que todos os animais sejam submetidos a uma dosagem adequada ao seu peso real) e a reversão anestésica bastante rápida (após 30 minutos de anestesia), possibilitando a sua utilização em animais de vida livre. As operações apresentam, na generalidade (com exceção dos gamos [*Dama dama*]), um relaxamento muscular adequado e um plano anestésico estável e suficiente para realização de pequenos procedimentos cirúrgicos. Com a adaptação do protocolo para gamos (Protocolo B), também estes alcançaram planos anestésicos mais profundos. Os valores dos parâmetros de monitorização confirmam a indução de um plano de anestesia estável e sem grandes complicações anestésicas. As principais alterações das funções cardíacas e respiratórias encontram-se associadas a situações de subdosagem e sobredosagem. Ainda assim, em todas as situações de subdosagem foi possível imobilizar o animal, e apenas em três casos houve necessidade de reforço anestésico. Os animais com sobredosagem anestésica apresentaram uma anestesia algo profunda mas bastante estável, assegurando a grande margem de segurança deste protocolo. O animal de menor porte imobilizado com o protocolo em estudo apresentava 24 kg (muflão), enquanto o de maior porte foi um búfalo africano de peso estimado em 650 kg. A grande margem de aplicação apresentada pelo protocolo “MBKeta” foi também confirmada pelos bons resultados apresentados na imobilização química de três animais com a mesma dose de solução anestésica formulada para 100 kg: um muflão de peso de 95 kg, um gamo de 70 kg, e um chital de 77 kg. A mortalidade e morbilidade do corrente estudo foram nulas. Por fim, para que este protocolo de imobilização química possa ser utilizado por médicos veterinários envolvidos na área, é necessário o acesso aos fármacos descritos, numa concentração superior à disponível no mercado português, principalmente da medetomidina (disponível apenas em 1mg/ml). Encontram-se, porém, disponíveis na Europa, formulações de medetomidina, que podem ser importadas com relativa facilidade, em concentrações de 20 mg/ml, o que permite (nas doses descritas) imobilizar um animal até 150 kg com um dardo de 3 ml, utilizando butorfanol em concentração de 10 mg/ml e quetamina a 100 mg/ml, formulações estas amplamente disponíveis no mercado português.

## 5. Conclusão

Nos últimos anos tem-se verificado em Portugal um crescimento na necessidade de capturar ungulados, tanto para estudos epidemiológicos como para translocações. A viragem na política nacional de conservação para uma estratégia interventiva vem aumentar a necessidade de captura e translocação de animais para compensar e remediar os estragos feitos nas populações de animais selvagens e nos ecossistemas (fragmentação), nos últimos cem anos. Bons exemplos do acima descrito são as recentes reintroduções de veados na serra da Lousã e de corços no território das alcateias de lobos, a sul do rio Douro, para minimizar a sua predação sobre animais domésticos.

O protocolo em MBKeta” mostrou-se capaz de imobilizar uma grande variedade de espécies com um elevado nível de segurança e representa uma alternativa eficaz, disponível e relativamente económica para a imobilização química de ungulados utilizando concentrações adequadas e pequenas variações na dose. O protocolo em estudo considera-se ainda um protocolo mais adequado para a imobilização de ungulados que as combinações atualmente utilizadas em Portugal. Sugere-se, ainda, a utilização da variante do protocolo B em chitais e veados, devido à proximidade filogenética que apresentam com os gamos (cervídeos). Porém, seria necessária uma maior amostra de indivíduos destas espécies para retirar mais conclusões.

Com as concentrações dos fármacos disponíveis, o protocolo “MBKeta” demonstra ser um excelente protocolo anestésico para ungulados de pequeno e médio porte. A sua rápida indução e tendência para exibir uma recuperação muito rápida após a administração do antídoto sugerem ainda a possibilidade da sua utilização em vida selvagem.

É com grande satisfação que concluo esta dissertação, sobre um tema pessoalmente bastante apelativo e com o qual ambiciono trabalhar num futuro, mais ou menos distante.



Figura 27 - O grupo de oryx de cimitarra (*Oryx dammah*) é a espécie de ungulados, residente no Badoca Safari Park, que se encontra em maior perigo de extinção. Tendo sido declarada como extinta no ambiente selvagem, voltou, recentemente, a ser reintroduzida no seu habitat natural. (Fotografia original)

#### IV. BIBLIOGRAFIA

Alonso, D.C. (2005). *Anestesia de animais de laboratório com associação de tiletamina-zolazepam em combinação ou não com a levomepromazina*. Dissertação de mestrado em medicina veterinária. Minas Gerais: Universidade Federal de Viçosa.

Arnemo, J.M., Ahlqvist, P., Andersen, R., Berntsen, F., Ericsson, G., Odden, J., Brunberg, S., Segerstrom, P. & Swenson, J.E. (2006). Risk of capture-related mortality in free-ranging mammals: Experiences from Scandinavia. *Wildlife Biology*, 12, 109-113.

Arnemo, J.M. & Caulkett, N. (2007). Stress. In West, H., Heard, D. & Caulkett, N. *Zoo animal & wildlife: Immobilization and anesthesia*. (pp. 103-109). Iowa: Blackwell Publishing.

Atkinson, M.W., Kock, M.D. & Meltzer, D., (2012). Principles of chemical and physical restraint of wild animals. In Kock, M.D. & Burroughs, R., *Chemical and physical restraint of wild animals : A training and field manual for African species*. (pp. 103-130). South Africa: International Wildlife Veterinary Services (Africa).

Bechelli, L.P. (2003). *Antipsicóticos de ação prolongada no tratamento de manutenção de esquizofrenia. Parte II. O manejo do medicamento, integração da equipe multidisciplinar e perspectivas com a formulação de antipsicóticos de nova geração de ação prolongada*. Acedido em Jul, 2, 2013, disponível em: <http://www.scielo.br/pdf/rlae/v11n4/v11n4a14.pdf>.

Bednarski, R., Grimm, K., Harvey, R., Lukasik, V.M., Penn, W.S., Sargent, B. & Spelts, K. (2011). Anesthesia guidelines for dogs and cats. *Journal of American Animal Hospital Association*, 47 , 377-385.

Bishop, Y. (2005). *The veterinary formulary*. (6<sup>th</sup> ed.). Great Britain: Pharmaceutical Press. Acedido em Jun, 2, 2013, from Google books: [www.books.google.pt](http://www.books.google.pt).

Burroughs, R., Meltzer, D. & Morkel, P. (2012). Applied pharmacology. In Kock, M.D. & Burroughs, R., *Chemical and physical restraint of wild animals : A training and field manual for African species*. (pp. 53-80). South Africa: International Wildlife Veterinary Services (Africa).

Burroughs, R., Hofmeyr, M., Morkel, P., Kock, M.D., Kock, R. & Meltzer, D. (2012). Chemical immobilization - Individual species requirements. In Kock, M.D. & Burroughs, R., *Chemical and physical restraint of wild animals : A training and field manual for African species*. (pp. 143-264). South Africa: International Wildlife Veterinary Services (Africa).

Buss, P. & Morton, D. (2012). Basic pharmacology. In Kock, M.D. & Burroughs, R., *Chemical and physical restraint of wild animals : A training and field manual for African species*. (pp.41-49). South Africa: International Wildlife Veterinary Services (Africa).

Carramenha, C.P. & Carregaro, A.B. (2012). Estresse e morte súbita em medicina veterinária. *ARS Veterinaria*, 28(2), 90-99.

Chittick, E., Horne, W., Wolfe, B., Sladky, K. & Loomis, M. (2001). Cardiopulmonary assessment of medetomidine, ketamine, and butorphanol anesthesia in captive thomson's gazelles (gazelle thomsoni). *Journal of Zoo and Wildlife Medicine*, 32(2), 168-175.

Dan-Inject (2013). *Darts (Pistol/ Rifle)*. Disponível em: <http://daninjectdartguns.com/product-category/darts-pistolrifle/>

- Densmore, M. A., Bowen, M. J., Harms, P.G., Robinson, R.M. & Kraemer, D.C. (1987). Haematological and serum chemistry profiles of four male addax (*Addax nasomaculatus*) immobilized with etorphine and xylazine. *J. Zoo Anim. Med.*, 18, 123–130. Acedido em Set, 28, 2013, disponível em: <http://www.jstor.org/discover/10.2307/20460260?uid=3738880&uid=2&uid=4&sid=21102766412301>
- Díaz, E.C. (2007). *Evaluación del estrés de captura mediante métodos físicos e químicos en la cabra montés (Capre pyrenaica) y su modulacion con tranquilizantes*. Tesis doctoral en veterinaria. Bellaterra: Universitat Autònoma de Barcelona.
- Drug Information Online (2013). *Dugs index A to Z*. Acedido em Jul, 2, 2013, disponível em: [www.drugs.com/drug\\_information.html](http://www.drugs.com/drug_information.html)
- Ebedes, H. (1993). The use of long-acting tranquillizers in captive wild animals. In Andersen, M.D., et.al., *The Capture and care Manual*. (pp 82-105). Pretoria: Wildlife Decision Support Services and The South African Veterinary Foundation.
- Faculdade de Medicina da Universidade do Porto (2002). *Fisiologia do Choque*. Acedido em Jul. 25, 2013, disponível em: [http://fisiologia.med.up.pt/Textos\\_Apoio/cardiaco/Choque.pdf](http://fisiologia.med.up.pt/Textos_Apoio/cardiaco/Choque.pdf)
- Flores, P. E. & Cattaneo, U. G. (2010). Técnicas anestésicas inyectables de uso actual: 1- Premedicación y sedación. *Monografías de Medicina Veterinaria*, 20, 1-10. Acedido em Set, 2, 2013, disponível em: <http://www.revistas.uchile.cl/index.php/MMV/article/viewArticle/5016/4900>
- Fowler, M.E. (2008). *Restraint and handling of wild and domestic animals*. (3th ed). Iowa: Blackwell Publishing.
- Fyffe, J. (2008) *Capture Myopathy*. Acedido em Agosto 7, 2013, disponível em: [http://deerfarming.com.au/FACTSHEETS/Health/13-Capture\\_Myopathy.pdf](http://deerfarming.com.au/FACTSHEETS/Health/13-Capture_Myopathy.pdf)
- Giralt, J.M. (2002). *Valoracion del estrés de captura, transporte y manejo en el corzo (Capreolus capreolus). Efecto de la acepromazina y de la cautividad*. Tesis doctoral en veterinaria. Bellaterra: Universitat Autònoma de Barcelona.
- Golen, D.E., Tashjian, A.H., Armstrong, E.J. (2009) *Princípios de farmacologia (2ªed)*. Guanabara Kooban.
- Greene, S.A. (2002). *Veterinary anesthesia and pain management secrets*. Hanley & Belfus. Acedido em Jul, 13, 2013, disponível em google books
- Hall, L.W., Clarke, K.W. & Trim, C.M. (2001). *Veterinary anaesthesia (10<sup>th</sup> ed.)* Saunders Elsevier Limited.
- Heard, D.J. (2007) Monitoring. In West, H., Heard, D. & Caulkett, N. *Zoo animal & wildlife: Immobilization and anesthesia*. (pp. 83-91). Iowa: Blackwell Publishing.
- Hofmeyr, M., Fivaz, B. & Meltzer, D. (2012). Ancillary treatments in wildlife capture and care. In Kock, M.D. & Burroughs, R., *Chemical and physical restraint of wild animals : A training and field manual for African species*. (pp. 311-318). South Africa: International Wildlife Veterinary Services (Africa).
- Huffman, B. (2013). *Ultimate ungulate*. Acedido em, Set, 15, 2013, disponível em: <http://www.ultimateungulate.com/>

- Isaza, R. (2007). Remote drug delivery. In West, H., Heard, D. & Caulkett, N. *Zoo animal & wildlife: Immobilization and anesthesia*. (pp. 61-74). Iowa: Blackwell Publishing.
- Ko, J.C. & West, G. (2007). Thermoregulation. In West, H., Heard, D. & Caulkett, N. *Zoo animal & wildlife: Immobilization and anesthesia*. (pp. 111-114). Iowa: Blackwell Publishing.
- Kock, M.D., Jessup, D. & Burroughs, R. (2012). Ballistics and projectile darting systems. In Kock, M.D. & Burroughs, R., *Chemical and physical restraint of wild animals : A training and field manual for African species*. (pp. 271-304). South Africa: International Wildlife Veterinary Services (Africa).
- Kock, M.D., Jessup, D. & Burroughs, R. (2012). Drug-injecting equipment. In Kock, M.D. & Burroughs, R., *Chemical and physical restraint of wild animals: A training and field manual for African species*. (pp. 265-270). South Africa: International Wildlife Veterinary Services (Africa).
- Kreeger, T.J. & Arnemo, J.M. (2012). *Handbook of wildlife chemical immobilization*. (4th ed.). California: Terry J. Kreeger.
- Kurt A. Grimm, K.A. & Lamont, L.A. (2007). Clinical pharmacology. In West, H., Heard, D. & Caulkett, N. *Zoo animal & wildlife: Immobilization and anesthesia*. (pp. 3-35). Iowa: Blackwell Publishing.
- La Grange, M. (2012). Overview of capture methods and transport of wild animals. In Kock, M.D. & Burroughs, R., *Chemical and physical restraint of wild animals : A training and field manual for African species*. (pp. 319-330). South Africa: International Wildlife Veterinary Services (Africa).
- Lei 12/2011 de 27 Abril, que procede à 4ª alteração à Lei nº5/2006, que aprova o novo regime jurídico das armas e suas munições.
- Li, G., Zhang, H., Jiao, Y., Wu, Z., Fang, F. & Cheng, J. (2010). Glial cells are involved in the exciting effects of doxapram in brainstem slices in vitro. *Cellular and Molecular Neurobiology*, 30, 667-670.
- Liga de neurocirurgia - Sistema nervoso (2005). *Neurofisiologia*. Acedido em Jul, 22, 2013, disponível em: [http://www.sistemanervoso.com/pagina.php?secao=2&materia\\_id=465&materiaver=1](http://www.sistemanervoso.com/pagina.php?secao=2&materia_id=465&materiaver=1)
- Los ungulados (2007). *Mamíferos ungulados*. Acedido em Ago,1, 2013, disponível em: [www.losungulados.blogspot.pt](http://www.losungulados.blogspot.pt)
- Machin, K.L. (2007). Wildlife analgesia. In West, H., Heard, D. & Caulkett, N. *Zoo animal & wildlife: Immobilization and anesthesia*. (pp. 43-59). Iowa: Blackwell Publishing.
- Meltzer, D. & Kock, N., (2012). Stress and capture-related death. In Kock, M.D. & Burroughs, R., *Chemical and physical restraint of wild animals : A training and field manual for African species*. (pp. 81-88). South Africa: International Wildlife Veterinary Services (Africa).
- Miller, R.D.(ed), Eriksson, L.I., Fleisher, L.A., Wiener-Kronish, J.P. & Young, W.L. (2010) *Miller's Anesthesia* (7th ed.). Churchill Livingstone: Elsevier.
- Mosley, C. & Gunkel, C. (2007). Cardiovascular and pulmonary support. In West, H., Heard, D. & Caulkett, N. *Zoo animal & wildlife: Immobilization and anesthesia*. (pp. 93-102). Iowa: Blackwell Publishing.

NorVet. *Vademecum*. Acedido em Jul, 10, 2013, disponível em: <http://www.norvet.es/vademecum.asp?id=134>

Oliveira, A. (2013). *Técnicas cirúrgicas em pequenos animais*. São Paulo: Elsevier Editora Ltda. Acedido em Jun, 28, 2013, from Google books website: [www.books.google.pt](http://www.books.google.pt)

Oliveira, J.L. & Serrão, A.P. (2013). *Apontamentos de anestesiologia e analgesia (Propedêutica cirúrgica I)*.

Papich, M.G. (2012). *Manual saunders de terapia veterinária: pequenos e grandes animais*. (3ªed.). Rio de Janeiro: Elsevier. Acedido em Jul,11, 2013, from Google books: [www.books.google.pt](http://www.books.google.pt)

Paterson, J. (2007). Capture Myopathy. In West, H., Heard, D. & Caulkett, N. *Zoo animal & wildlife: Immobilization and anesthesia*. (pp. 115 -121). Iowa: Blackwell Publishing.

Pearce, D. (2008). *Contemporary anaesthesia and anaesthetics*. Acedido em Maio, 6, 2013, disponível em: <http://www.general-anaesthesia.com/brazilian-portuguese/index.html>

Pimentel, M.I. (2011). *Captura de animais selvagens no sudoeste africano*. Relatório de estágio de mestrado integrado em medicina veterinária. Évora: Universidade de Évora.

Portas, T.J., Lynch, M.J. & Vogelnest, L. (2003). Comparison of etorphine-detomidine and medetomidine-ketamine anesthesia in captive addax (addax nasomaculus). *Journal of Zoo and Wildlife Medicine*, 34(3), 269-273.

Raath, J.P. (1994). Anaesthesia of the white rhino. In Penzhorn, B.L. & Kriek, N.P., *Proceedings of a symposium on rhinos as game ranch animals*. (pp. 119-127). South Africa: Onderstepoort. Acedido em Ag, 10, 2013, from Rhino Source Center: [http://www.rhinoresourcecenter.com/index.php?s=1&act=refs&CODE=note\\_detail&id=1165251335](http://www.rhinoresourcecenter.com/index.php?s=1&act=refs&CODE=note_detail&id=1165251335)

Raekallio, M., Kivalo, M., Jalankat, H. & Vainio, O. (1991). Medetomidine/ketamine sedation in calves and its reversal with atipamezole. *Veterinary Anaesthesia and Analgesia*, 18, 45-47.

Rede Simbiótica de Biologia e Conservação da Natureza. *Impulso nervoso e sistema nervoso*. Acedido em Maio, 15, 2013, disponível em: [www.simbiotica.org/impulsonervoso.htm](http://www.simbiotica.org/impulsonervoso.htm)

Rivera, A. (2003). *Direct arterial blood pressure monitoring*. Disponível em <http://www.surgivet.com/>

Rxlist (2013). *Drugs A-Z*. Acedido em Jun. 28, 2013, disponível em: [http://www.rxlist.com/drugs/alpha\\_a.htm](http://www.rxlist.com/drugs/alpha_a.htm)

Santos, P.S., Oliva, V.N., Rodrigues, C.A., Araújo, M.A., Bovino, F. & Teodoro, P.H. (2010). Anestesia total intravenosa (ATI) para herniorrafias umbilicais em bezerros. *Veterinaria e Zootecnia*, 17(1), 54-61.

Scherbaum, N., Stuper, B., Bonnet, U. & Gastpar, M. (2003). Transient restless-like syndrome as a complication of opiate withdrawal. *Pharmacopsychiatry*, 36(2), 70-72. Acedido em Jun. 22, 2013, disponível em: [www.ncbi.nlm.gov/pubmed/12734764](http://www.ncbi.nlm.gov/pubmed/12734764)

Silva, F.C., Dantas, R.T., Citó, M.C., Silva, M.I., Vasconcelos, S.M., Fonteles, M.M., Viana, G.S. & Sousa, F.C. (2010). Quetamina, da anestesia ao uso abusivo: Artigo de revisão. *Revista Neurociências*, 18 (2), 227-237.

Sontakke, S.D., Reddy, A.P., Umapathy, G. & Shivaji, S. (2007). Anesthesia induced by administration of xylazine hydrochloride alone or in combination with ketamine hydrochloride and reversal by administration of yohimbine hydrochloride in captive Axis deer (*Axis axis*). *American Journal of Veterinary Research*, 68, 20-24.

Sontakke, S.D., Umapathy, G., Patil, M.S. & Shivaji, S. (2009). Tolazine antagonizes ketamine-xylazine anaesthesia in an endangered black buck (antelope cervicapra). *European Journal of Wildlife*, 55, 357-361.

Swan, G.E. (1993). Drugs used for the immobilization, capture and translocation of wild animals. In Andersen, M.D., et.al., *The Capture and care Manual*. (pp 14-67). Pretoria: Wildlife Decision Support Services and The South African Veterinary Foundation.

TCI America (2009). *Material safety data sheet*. Acedido em Set, 28, 2013, disponível em: <https://www.spectrumchemical.com/MSDS/TCI-X0059.pdf>

Teixeira, G.R., Martins, O.A., Fioruci, B.A., Júnior, W.M., Pinheiro, P.F., Kremer, R., Martinez, F.E. (2008). Respostas biológicas ao estresse. *Pubvet*, 31(2), 51. Acedido em Jul, 31, 2013, disponível em: [http://www.pubvet.com.br/artigos\\_det.asp?artigo=51](http://www.pubvet.com.br/artigos_det.asp?artigo=51)

Terapêutica Veterinária (2013). *Fármacos en urgencias: Doxapram*. Acedido em Set. 1, 2013, em: (<http://www.terapeuticaveterinaria.com/farmacos-en-urgencias/doxapram>)

The Merk Veterinary Manual (2012). *Tranquilizers, sedatives, and analgesics*. Acedido em Maio, 4, 2013, disponível em: [http://www.merckmanuals.com/vet/pharmacology/systemic\\_pharmacotherapeutics\\_of\\_the\\_nervous\\_system/tranquilizers\\_sedatives\\_and\\_analgesics.html](http://www.merckmanuals.com/vet/pharmacology/systemic_pharmacotherapeutics_of_the_nervous_system/tranquilizers_sedatives_and_analgesics.html)

The University of Texas at Dallas (1998). *Neuropharmacology: Anesthetics, alcohols, and purines*. Acedido em Abril 30, 2013, disponível em: [http://www.utdallas.edu/~tres/pharm/alcohol/display21\\_01.html](http://www.utdallas.edu/~tres/pharm/alcohol/display21_01.html)

Tranquilli, W.J., Thurmon, J.C. & Grimm, K.A. (2007). *Lumb and Jones' veterinary anesthesia and analgesia* (4th ed.). Iowa: Blackwell Publishing.

Universidade Autònoma de Barcelona- Sefas. *Captura y manejo de ungulados salvajes*. Acedido em Maio 5, 2013, disponível em: <http://sefas.uab.cat/sefas/images/web/Documents/capturaymanejo.pdf>

Universidade de Évora (2008). *Anestesia volátil e monitorização anestésica*. Acedido em Set, 6, 2013, disponível em: [http://dspace.uevora.pt/rdpc/bitstream/10174/4779/1/sebenta\\_de\\_anestesiologia%5B1%5D.pdf](http://dspace.uevora.pt/rdpc/bitstream/10174/4779/1/sebenta_de_anestesiologia%5B1%5D.pdf)

UTDALLAS (2013). *Alcohol, anesthetics & adenosine*. Disponível em: <http://www.utdallas.edu/~tres/pharm/alcohol/anesth.html>

Vassart, M., Greth, A., Anagariyah, S. & Mollet, F. (1992). Biochemical parameters following capture miopathy in one arabian oryx (*oryx leucorys*). *J.V.Med.*, 54(6), 1233-1235.



Virbac (2012). *Medetor*. Acedido em Jul, 10, 2013, disponível em: [http://www.virbac.pt/p-virbacptpubpt/display.aspx?srv=p-vir-bacpt&typ=pub&lang=pt&cmd=view&style=styles/specie.xsl&select=PRODUCT\[@ID\\$eq\\$PRODUCT\\_35\]&affp=&](http://www.virbac.pt/p-virbacptpubpt/display.aspx?srv=p-vir-bacpt&typ=pub&lang=pt&cmd=view&style=styles/specie.xsl&select=PRODUCT[@ID$eq$PRODUCT_35]&affp=&)

WebHu – Hospital Universitário da Universidade Estadual Londrina (2013). *Agonistas adrenérgicos*. Acedido em Jul. 6, 2013, disponível em: <http://www.hu.uel.br/index.php?pagina=129&pai=5>

WHO Collaborating Centre for Drug Statistics Methodology (2013). *ATCvet index*. Acedido em Maio, 4, 2013, disponível em: [http://www.whocc.no/atcvet/atcvet\\_index/](http://www.whocc.no/atcvet/atcvet_index/)

Williams, R.H. & Stedman, T.L. (1990). *Stedman's medical dictionary* (25th ed.). Baltimore: Williams & Wilkins.

Wilson, I. (2013). *Oximetria de pulso*. Acedido em Ag, 22, 2013, disponível em: <http://grofsc.net/wp/wp-content/uploads/2013/03/Oximetria-de-pulso-parte-11.pdf>

Zuardi, A.W. (2013). Fisiologia do estresse e a sua influência na saúde. Acedido em Jul. 12, 2013, em <http://rnp.fmrp.usp.br/~psicmed/doc/Fisiologia%20do%20estresse.pdf>.

# ANEXO I – Comunicação “Aleitamento artificial de Sitatunga órfão”



## Aleitamento artificial de Sitatunga órfão

Chambel E, Veninga S, Almeida JS



13/12/2012 Nascimento



Fig.1. Sitatunga com a sua progenitora no 1º dia de vida



Fig.2. Isolamento do sitatunga órfão

Nasce a **13 de Dezembro'12** no Badoca Safari Park, um sitatunga macho. Este permanece com a progenitora (fig.1) e o resto do grupo durante **2 semanas**, data apartir da qual se torna órfão como consequência de um ataque de cães assilvestrados.

Decide-se isolar o animal numa instalação de rede inserida no centro da vedação onde se encontra o resto do grupo, que continua a poder observá-la. Encarando a possibilidade de insucesso, inicia-se o processo de criação a mão do animal (fig.3).



Fig.3. Primeira toma de biberão



Fig.4. Processo de aleitamento artificial.

A cria stressa com o momento da toma do biberon de vidro (300 ml de leite, BID) e é necessário a diminuição da percepção sensorial (fig.4). para que esta se acalme e ingira o leite, que é fornecido à temperatura corporal. A estimulação da região perianal para que a crie urine e defeque é efetuada durante o processo de amamentação.



Fig.5. Aleitamento por aproximação voluntária do sitatunga.

Com **6 semanas de vida** (1 mês de alimentação artificial) a cria aceita o biberon - **500ml, BID** - sem mais necessidade de contenção (fig.5). Sempre com luzerna, água e ração de leite à disposição, aumenta-se a toma de leite da tarde, diminuindo a da manhã, de modo a introduzi-lo numa nova etapa.



Fig.6. Ingestão de um litro de leite.

Ao **2º mês de vida** inicia uma toma diária de 1l. Já come bastante ração de leite e a ração de adulto é também colocada à disposição.

Dia **15 de Março'13**, após 2 semanas de toma de 1l de leite em dias alternados, e já com **3 meses de vida**, é solta após uma última toma. Sai receoso (fig.7), mas logo se junta ao grupo e inicia as brincadeiras típicas da sua idade juvenil



Fig.7. Libertação após toma de leite.



Fig.8. Sitatunga a correr dentro do cercado do grupo.

A cria é atentamente vigiada na tarde em que é solta e no dia seguinte, de modo a garantir a sua aceitação pelo grupo. Será oferecido aleatoriamente, uma vez por semana, uma garrafa de leite. Desconhecendo se a aceitará, é já um caso de sucesso de uma cria de sitatunga criada à mão que, ainda assim, permanece com a sua natureza selvagem.

O **Sitatunga** (*Tragelaphus spekei*) é antílope endémico do continente africano, excelente nadador e habituado a viver em regiões densas e pantanosas, em particular no Delta do Oklavango e nos rios da República Democrática do Congo. Com uma altura de garrote média de 1 metro (machos) e 80 cm (fêmeas), os sitatungas podem atingir pesos de 125 kg (machos) e 60 kg (fêmeas). São pouco territoriais, que vivem solitariamente ou em manadas de até 6 fêmeas com um macho sexualmente maduro. Podem viver até aos 19 anos.

**Predadores:** leões, leopardos, cães selvagens e crocodilos.

**Reprodução:** As crias (geralmente uma por nascimento) nascem após 7 meses de gestação em plataformas de ramos preparados pelas suas progenitoras. Como muitos outros antílopes, as crias de sitatunga permanecem escondidas entre as ervas altas dos pântanos e são visitadas pelas mães 2-4 vezes por dia. O desmame ocorre entre os 4-5 meses, mas as crias continuam a seguir as progenitoras por vários meses.

**Curiosidades:** As crias encontram-se tão bem escondidas, que o comportamento entre mãe e cria apenas foi testemunhado em cativeiro.

**Estado de conservação:** Raridade de ser considerada uma espécie ameaçada, encontra-se atualmente dependente de medidas de conservação (LR/cd).



A cria de órfãos de sitatunga é um processo difícil e moroso, sendo apenas conhecidos 2 casos de sucesso na área:

– “Merseyside’s Knowsley Safari Park” - UK, 2009 (cria em casa)

– “Fort Wayne Childrens Zoo” – USA, 2011

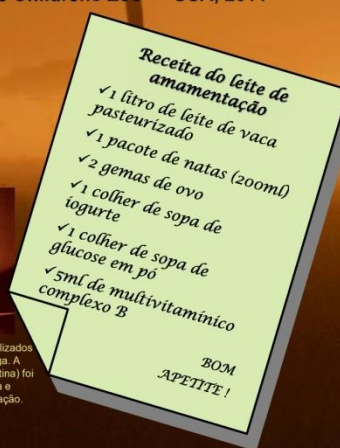


Fig.9. Diferentes biberões utilizados no aleitamento do sitatunga. A esterilização destes (e da teta) foi sempre efectuada previa e posteriormente à sua utilização.

Bibliografia: “Smithers’ Mammals of Southern Africa A Field Guide” ed Peter Apps, Struik Publishers, 2000. “The Behaviour Guide to African Mammals Including Hoofed Mammals, Carnivores, Primates”, Richard Despard Estes, Russel Friedman Books CC, 1997. [http://www.ultimateungulate.com/artiodactyla/tragelaphus\\_spekii.html](http://www.ultimateungulate.com/artiodactyla/tragelaphus_spekii.html)

## ANEXO II - Ficha de Recolha de dados

### Imobilizações químicas

Data:		Nº de ficha	
-------	--	-------------	--

Espécie	
Nome Comum	
Sexo	
Idade	
Peso	

Condições de imobilização	(liberdade / instalação fechada)
---------------------------	----------------------------------

Condição física	(obeso / normal / delgado / emaciado /)
-----------------	---

Temperatura e condição climática	(Calor / ameno / frio) e (sol / nublado / chuva)
----------------------------------	--

Objectivo da Anestesia:	
distância de mira:	

Tempo de indução	
Tempo de Anestesia	
Tempo de recuperação (animal em estação)	

Tempo (min)			
Temperatura (°C)			
SPO2 (%)			
FC (bpm)			
FR (rpm)			

Tempo (min)	Droga	Dose (mg)	Via	Efeito

Amostras Recolhidas (Volume)	Sangue sem	
	Sangue em EDTA	
	Sangue em Heparina Li	

Notas:

### ANEXO III –Tabela de dados epidemiológicos e anestésicos do estudo.

Tabela 10 - Dados epidemiológicos e anestésicos referentes às imobilizações químicas realizadas segundo o protocolo “MBKeta”.

Ficha	Espécie	Idade	CC	Peso(kg)	Tempo	K	M	B	A	Tqueda	Tanest	Trec	Dosagem
1	<i>Ammotragus lervia</i>	Adulto	Normal	40	Calor	60	2,0	2	8,0	6	47	1	ADEQ
2	<i>Dama dama</i>	Adulto	Normal	75	Calor	120	4,0	4	15,0	8	50	7	ADEQ
3	<i>Kobus leche kafuensis</i>	Adulto	Normal**	60	Calor	90	3,0	3	12,5	5	25	10	ADEQ
4	<i>Ammotragus lervia</i>	Adulto	Normal	80	Calor	120	4,0	4	15,0	7	43	2	ADEQ
5	<i>Kobus leche kafuensis</i>	Adulto	Delgado	74	Calor	105	3,5	3,5	16,0	4	66	10	ADEQ
6	<i>Dama dama</i>	Adulto	Normal	80	Calor	120	4,0	4	17,5	6	28	15	ADEQ
7	<i>Kobus leche kafuensis</i>	Adulto	Delgado	75	Calor	105	3,5	3,5	10,0	3	40	4	ADEQ
8	<i>Kobus leche kafuensis</i>	Juvenil	Delgado	35	Calor	45	1,5	1,4	7,5	8	39	2	SUB
9	<i>Ammotragus lervia</i>	Adulto	Normal	35	Ameno	53	1,8	1,8	6,0	9	43	2	ADEQ
10	<i>Ammotragus lervia</i>	Adulto	Normal	40	Ameno	53	1,8	1,8	6,0	15	39	1	SUB
11	<i>Ammotragus lervia</i>	Adulto	Normal	60	Ameno	90	3,0	3	12,0	7	34	4	ADEQ
12	<i>Ammotragus lervia</i>	Juvenil	Normal	24	Ameno	53	2,0	2	6,0	5	35	4	SOBRE
13	<i>Ammotragus lervia</i>	Adulto	Normal	40	Ameno	53	2,0	2	6,0	11	35	2	SUB
14	<i>Ammotragus lervia</i>	Adulto	Normal	46	Ameno	53	2,0	2	5,0	23	32	3	SUB
15	<i>Ammotragus lervia</i>	Juvenil	Normal	31	Ameno	50	1,7	1,7	5,0	5	22	1	ADEQ
16	<i>Ammotragus lervia</i>	Juvenil	Normal	33	Ameno	53	1,8	1,8	5,0	3	23	1	ADEQ
17	<i>Ammotragus lervia</i>	Adulto	Obeso	110	Ameno	147	4,9	4,9	15,0	7	26	4	SUB
18	<i>Ammotragus lervia</i>	Adulto	Normal	42	Ameno	50	1,7	1,7	5,0	13	52	1	SUB
19	<i>Ammotragus lervia</i>	Adulto	Normal	80	Ameno	75	2,5	2,5	6,0	13	32	1	SUB
20	<i>Kobus leche kafuensis</i>	Adulto	Normal	80	Frio	120	4,0	4	20,0	4	40	3	ADEQ
21	<i>Syncerus caffer</i>	Adulto *	Normal	650	Frio	203	7,0	7	30,0	8	120	5	SUB
22	<i>Dama dama</i>	Adulto	Normal	45	Frio	78	2,6	2,6	7,5	6	28	5	SOBRE
23	<i>Ammotragus lervia</i>	Adulto *	Normal	95	Frio	150	5,0	5	20,0	5	46	1	ADEQ
24	<i>Dama dama</i>	Adulto	Normal	70	Frio	150	5,0	5	15,0	8	43	2	SOBRE
25	<i>Axis axis</i>	Adulto	Normal	77	Frio	150	5,0	5	15,0	8	50	1	SOBRE
26	<i>Cervus elaphus</i>	Adulto *	Normal	140	Ameno	180	6,0	6	20,0	13	53	1	SUB

As letras K, M, B e A correspondem, respectivamente a Quetamina, Medetomidina, Butorfanol e Atipamezol; os seus valores encontram-se em miligramas. O “Tqueda” indica o tempo de indução, o “Tanest” o tempo de anestesia e o “Trecup” o tempo de recuperação, em minutos. Na última coluna encontra-se a indicação se o anestesia do animal consistiu num caso de dosagem adequada (ADEQ), subdosagem (SUB) ou sobredosagem (SOBRE). // (\*) Animal Dominante; (\*\*) Animal Gestante; (NA) Valor Não Atribuído.

# ANEXO IV – Tabela de parâmetros de monitorização anestésica do estudo.

Tabela 11 - Valores dos parâmetros de monitorização registrados durante os procedimentos de imobilização química.

Ficha	Espécie	To_inicial	To_final	FR(15)	FR(20)	FR(30)	SpO <sub>2</sub> (15)	SpO <sub>2</sub> (30)	FC (15)	FC(30)
1	<i>Ammotragus lervia</i>	38,6	NA	30	NA	NA	100	NA	56	NA
2	<i>Dama dama</i>	NA	NA	12	NA	NA	94	NA	48	NA
3	<i>Kobus leche kafuensis</i>	NA	NA	32	NA	NA	98	NA	44	NA
4	<i>Ammotragus lervia</i>	40,0	39,1	24	NA	NA	100	NA	38	NA
5	<i>Kobus leche kafuensis</i>	NA	NA	28	NA	NA	99	NA	36	NA
6	<i>Dama dama</i>	39,2	NA	NA	24	NA	98	99	92	79
7	<i>Kobus leche kafuensis</i>	37,9	NA	72	NA	NA	100	NA	31	NA
8	<i>Kobus leche kafuensis</i>	NA	NA	NA	NA	NA	100	NA	35	NA
9	<i>Ammotragus lervia</i>	37,6	NA	NA	12	NA	NA	NA	76	NA
10	<i>Ammotragus lervia</i>	NA	39,0	NA	NA	22	NA	NA	NA	120
11	<i>Ammotragus lervia</i>	38,0	NA	12	NA	NA	97	NA	44	NA
12	<i>Ammotragus lervia</i>	37,0	NA	11	10	NA	NA	NA	42	36
13	<i>Ammotragus lervia</i>	38,2	NA	16	NA	16	NA	NA	44	48
14	<i>Ammotragus lervia</i>	NA	39,0	NA	NA	12	NA	NA	NA	104
15	<i>Ammotragus lervia</i>	38,7	NA	12	NA	NA	NA	NA	88	NA
16	<i>Ammotragus lervia</i>	39,2	NA	20	NA	NA	NA	NA	60	NA
17	<i>Ammotragus lervia</i>	NA	38,4	NA	24	NA	96	NA	46	NA
18	<i>Ammotragus lervia</i>	38,2	NA	NA	12	NA	NA	99	60	NA
19	<i>Ammotragus lervia</i>	NA	NA	NA	NA	NA	NA	NA	NA	64
20	<i>Kobus leche kafuensis</i>	39,2	38,7	36	56	32	100	100	NA	28
21	<i>Syncerus caffer</i>	38,6	NA	NA	3	NA	96	NA	36	NA
22	<i>Dama dama</i>	39,2	39,4	12	14	NA	98	95	36	40
23	<i>Ammotragus lervia</i>	37,8	37,1	15	16	16	99	98	55	54
24	<i>Dama dama</i>	38,0	38,0	16	28	16	100	99	50	52
25	<i>Axis axis</i>	39,3	39,0	60	48	20	96	91	66	60
26	<i>Cervus elaphus</i>	38,0	37,5	NA	16	8	96	99	40	44

Os valores registrados incluem a temperatura corporal no início (To\_inicial) e no fim (To\_final) do procedimento, em graus Celsius; a frequência respiratória em rpm, registrada aos 15, 20 e 30 minutos de anestesia (FR (15), FR (20) e FR (30), respectivamente); a saturação da hemoglobina em oxigênio em %, registrada aos 15 e 30 minutos (SpO<sub>2</sub>(15) e SpO<sub>2</sub>(30)); e a frequência cardíaca em bpm, registrada também aos 15 e 30 minutos (FC (15) e FC (30)). // (NA) Valor Não Atribuído.



## ANEXO V – Descrição dos procedimentos de imobilização química

### Muflões (*Ammotragus lervia*)

Dois muflões foram imobilizados quimicamente para recolha de sangue no âmbito de um estudo genético do IZW (Leibniz Institute for Zoo and Wildlife Research). O primeiro animal (Ficha nº1), um muflão fêmea de idade estimada entre dois a três anos, peso estimado de 40 quilogramas e boa condição física foi capturada num dia de temperatura elevada. A indução anestésica foi boa a partir de uma dosagem anestésica adequada ao peso, tendo caído aos seis minutos após a injeção do dardo. Apresentou-se estável durante todo o procedimento (47 minutos) e recuperou em menos de um minuto após a administração do antídoto. O segundo muflão (Ficha nº4), um macho adulto de peso estimado em 80 quilogramas, em boas condições físicas foi capturado sob as mesmas condições climatéricas que o anterior e igualmente com uma dosagem de anestesia adequada ao seu peso. Caiu sete minutos após a injeção da solução anestésica e colocou-se uma via para administração de uma solução de NaCl com o objetivo de diminuir a temperatura do animal (40 graus aos 20 minutos). Após 43 minutos, a anestesia, já com um valor inferior de temperatura corporal, foi revertida com o antídoto numa dosagem quatro vezes inferior à da medetomidina, encontrando-se em estação em apenas dois minutos.



Figura 28 - Imobilização química simultânea de dois muflões. A posição em que estes animais se encontram não é a correcta, devendo ser posicionados em decúbito esternal ou lateral direito. (Fotografia original)

Onze muflões introduzidos neste estudo foram capturados para transporte para a Bélgica. O grupo, capturado em clima ameno, inclui três machos (dois adultos e um juvenil) e oito fêmeas (seis adultas e duas juvenis). Em quatro destas anestésias a dosagem utilizada foi a adequada ao peso do animal. Os animais imobilizados com a dose correta de anestésico foram dois adultos e dois juvenis, apresentando tempos de indução de 9 e 7 minutos (os

adultos) e de cinco e três minutos (os juvenis), em todos, o tempo de recuperação não foi superior a dois minutos. A indução rápida que os juvenis apresentaram é justificada pelo uso de hialuronidase no protocolo. Com um dos juvenis recorreu-se à administração de doxapram, pois o animal começou a apresentar sinais de depressão respiratória e apneia. Seis animais sofreram subdosagem anestésica. Os tempos de indução situaram-se entre os 11 e 15 minutos com exceção de um animal com um tempo de indução de 23 minutos e outro (um macho adulto de cento e dez quilogramas, obeso) que caiu após sete. Todos recuperaram rapidamente da anestesia, entre um a três minutos após a administração do antídoto (em dose inferior à estipulada no protocolo). Também a recuperação foi bastante rápida, mesmo tendo sido administrada uma dose menor de atipamezol. Não existiram complicações em qualquer dos procedimentos anestésicos, ainda que o animal (Ficha nº19) tenha necessitado de uma segunda dose de ketamina (30 mg) para estabilizar a anestesia, visto que a subdosagem era muito acentuada (solução anestésica formulada, segundo o protocolo, para 50 quilogramas quando o animal pesava 70). Apenas um animal sofreu sobredosagem, um juvenil de 24 quilogramas (Ficha nº12). O tempo de indução foi de cinco minutos e, à exceção de uma depressão respiratória mais marcada (10 rpm), a anestesia revelou-se bastante estável sem ser necessário qualquer tratamento auxiliar e recuperando quatro minutos após a administração do antídoto.

Por fim, o macho dominante do grupo (Ficha nº23), de peso estimado de 95 quilogramas, foi capturado no âmbito de um estudo académico, durante a prática de um curso de iniciação à captura de ungulados, realizado no parque. O animal foi anestesiado com a dose indicada para o seu peso e introduziu-se hialuronidase na sua solução anestésica. O tempo de indução foi de cinco minutos, não houve qualquer complicação anestésica e colocou-se em estação apenas um minuto após a administração do antídoto. Demorou algum tempo a correr devido ao peso que os membros tiveram de suportar durante 46 minutos de anestesia.

### **Gamos (*Dama dama*)**

Quatro imobilizações químicas de gamos foram inseridas neste estudo. Um macho (Ficha nº2) de peso estimado de 75 quilogramas e idade estimada de quatro anos, em boa condição física foi imobilizado num dia com temperatura elevada para remoção de um troço de rede preso na haste. Caiu aos sete minutos após a injeção do dardo com dosagem anestésica adequada, mas foi necessário administrar midazolam, via endovenosa, como



Figura 29 - Gamo em recuperação anestésica, segundo o protocolo “MBKeta”, no Badoca. (Fotografia original)

reforço da anestesia no momento em que o animal foi alcançado e restringido fisicamente. A duração do procedimento foi de 50 minutos e, após administração do antídoto, registou sete minutos na recuperação. O segundo caso, um gamo macho de 80 quilogramas de peso estimado (Ficha nº6), foi capturado nas mesmas condições climatéricas que o primeiro, com o intuito de remover cerca de cinco metros de rede-sombra presos e enrolados nas hastes e cabeça. Esta situação pode resultar em morte do animal se a rede ficar presa, impedindo-o de se libertar. Como são animais de vida selvagem, o *stress* gerado por uma situação destas pode provocar o seu próprio enforcamento, fratura do pescoço ou uma morte por miopatia de captura/miopatia de *stress*. O tempo de indução foi igual a seis minutos e, tal como no primeiro, foi necessária a administração endovenosa de midazolam para aprofundar a anestesia. O animal ficou preso num tronco e debateu-se bastante antes de o dardo ser injetado, o que justifica a temperatura corporal registada (39,2°C). O animal não recuperou com o antídoto (atipamezol em dose três vezes superior à da medetomidina) e só despertou 16 minutos após esta primeira dose, necessitando de um reforço do antídoto e da administração de doxapram (utilizado pelas suas propriedades de estimulantes do SNC). Despertou três minutos após a administração do doxapram. Uma gamela adulta de peso estimado de 45 quilogramas (Ficha nº22; Figura 29) em boa condição corporal, foi anestesiada, num dia de temperatura baixa e pluviosidade, com o fim de ser colocada numa instalação fechada para futura prática num curso de captura e transporte realizado no parque. Com sobredosagem anestésica e junção de hialuronidase no dardo, o tempo de indução foi de seis minutos e não necessitou de tratamentos anestésicos adicionais para além do antídoto para recuperação anestésica. Como a anterior, apresentou uma temperatura corporal elevada (39,2 e 39,4 °C). Após um rápido procedimento de 28 minutos, recuperou em cinco minutos com uma pequena dose de antídoto (duas a três vezes superior à de medetomidina). Também no âmbito de um curso de captura e transporte de ungulados e sob as mesmas condições climatéricas, um macho de cerca de oito anos e peso estimado de 70 quilogramas foi capturado com uma solução anestésica, em sobredosagem (Ficha nº24). Caiu em oito minutos e foi necessário administrar atropina para controlar a sialorreia provocada pela quetamina. O procedimento durou 43 minutos e bastou uma dose de atipamezol três vezes superior à dose de medetomidina administrada para despertar em apenas dois minutos.

### **Cobos de leite (*Kobus leche kafuensis*)**

Este estudo incluiu quatro cobos de leite. Uma fêmea adulta gestante (Ficha nº3), com peso estimado de sessenta quilogramas foi imobilizada num dia quente com uma dosagem anestésica adequada ao seu peso. O objetivo da imobilização química foi a remoção de uma anilha de borracha presa há alguns dias no membro posterior esquerdo. Caiu cinco minutos após a injeção do dardo e tardou dez minutos a recuperar após um procedimento de apenas



25 minutos, tendo sido necessário um reforço do antídoto. O segundo cobo de leite capturado foi um macho de setenta e quatro quilogramas recém-introduzido no parque (Ficha nº5). O animal encontrava-se delgado, mostrando sinais de mal adaptação e foi anestesiado para inspeção de uma lesão circular na região toraco-abdominal esquerda. O tempo de indução anestésica foi de quatro minutos e a duração total do procedimento constou de uma hora e seis minutos, durante o qual o animal permaneceu estável. Administrou-se um litro de soro fisiológico (solução de eletrolítica de NaCl a 0,9%; Figura 30) e realizou-se um pequeno procedimento cirúrgico sobre o abcesso, com remoção de várias dezenas de pupas instaladas na ferida, tricotomia, desinfecção da região e administração de antibiótico parenteral e tópico. Foram aplicados dois pontos de sutura e a ferida ficou aberta para drenar. Ainda se procedeu à aplicação tópica de "Omnimatrix" sobre a lesão e de uma solução de piretrina bastante diluída sobre o dorso do animal e ao redor da lesão, de modo a evitar a aproximação das moscas. O animal foi identificado através de um chip de identificação eletrónica. O animal não mostrou sinais de recuperação anestésica durante dez minutos após a administração do antídoto e foi necessário administrar-se um pequeno reforço IV, após o qual despertou e colocou-se em estação em dois minutos.



Figura 30 - Cobo de leite, durante imobilização química realizada no Badoca, sob fluidoterapia.  
(Fotografia original)

O mesmo cobo de leite foi anestesiado cerca de dois meses depois, num dia de inverno, já com uma boa condição física (oitenta quilogramas), para inspeção do antigo abcesso (Ficha nº20). O animal foi imobilizado com solução anestésica em dosagem adequada e apresentou um tempo de indução de quatro minutos. Após uma anestesia estável de 40 minutos, em que se procedeu à avaliação do animal e da sua antiga lesão, este despertou três minutos após a administração do antídoto, em dose cinco vezes superior à de medetomidina. O animal manteve-se estável durante todo o procedimento, com a temperatura inicialmente um

pouco elevada. Dois cobos de leite foram capturados simultaneamente para internamento. Uma fêmea juvenil de 35 quilogramas (Ficha nº8), bastante delgada e com suspeita de início de intoxicação por taninos, foi anestesiada, num dia de calor, para confirmação de diagnóstico e transporte para um local fechado (internamento). Sofreu subdosagem anestésica, caindo oito minutos após a injeção do dardo. Durante o procedimento que durou 39 minutos, recolheu-se sangue para envio para laboratório e confirmação das suspeitas de intoxicação por taninos. Colocou-se numa instalação fechada, onde se promoveu a filtração glomerular através da fluidoterapia e eliminou-se o acesso do animal à fonte de intoxicação, as bolotas verdes. O animal despertou dois minutos após a administração do antídoto em dose cinco vezes superior à dose de medetomidina. O cobo de leite capturado no mesmo momento que o anterior, também para colocação em instalação fechada, foi um macho adulto de 75 quilogramas que apresentava história de emaciação prolongada (Ficha nº7). A administração de uma dosagem adequada de solução anestésica conduziu a um tempo de queda de três minutos. Recuperou quatro minutos após a administração do antídoto em dose apenas três vezes superior à dose de medetomidina.

### **Búfalo-africano (*Syncerus caffer*)**

Um búfalo-africano, macho adulto dominante do grupo, de cinco anos, boa condição corporal e com um peso estimado de 650 quilogramas, foi anestesiado num dia de inverno com para realização de uma vasectomia (Ficha nº21; Figura 31). O intuito era o da não-reprodução e não o de resolver problemas de agressividade, por isso a opção da vasectomia e exclusão da opção de orquietomia. Optou-se por realizar a vasectomia por incisão escrotal. A anestesia foi preparada para



Figura 31 - Imobilização química de búfalo africano, no Badoca Park. (Fotografia original)

apenas cento e trinta e cinco quilogramas de peso. Ainda assim, o animal apresentou os primeiros efeitos anestésicos aos seis minutos após a injeção do dardo, acabando por cair aos oito minutos. O procedimento foi demorado (duas horas) e o animal necessitou de um reforço anestésico com “MBKeta” e diazepam passado uma hora de anestesia. Recorreu-se a oxigenoterapia durante todo o procedimento e, em determinado momento, a atropina e doxapram. A cirurgia foi bem sucedida, o animal manteve uma frequência respiratória baixa mas os restantes parâmetros encontraram-se estáveis durante a operação, e levantou-se três minutos após a administração do antídoto.

### Chital (*Axis axis*)

Um macho de cerca de cinco anos, 77 quilogramas e em boa condição corporal foi anestesiado num dia de baixas temperaturas, no âmbito de um curso de iniciação à captura de ungulados, realizado no parque (Ficha nº25; Figura 32). Foi utilizada sobredosagem anestésica, adicionou-se hialuronidase à solução e o tempo de indução foi de oito minutos. Durante o procedimento foi necessária a administração de atropina para controlo dos efeitos secundários da quetamina e a temperatura corporal variou entre 39,3 e 39 °C. Observou-se ainda um nódulo abdominal que foi sujeito a PAAF e observação ao microscópio, tratando-se apenas de uma pequena acumulação de gordura. Após uma anestesia estável com duração de 50 minutos, administrou-se o antídoto (dose três vezes superior à da medetomidina) e após um minuto o animal encontrava-se em estação.



Figura 32 - Procedimento de imobilização química em chital, no Badoca Park. (Fotografia por Tiago Nabiço)

### Veado - Ibérico (*Cervus elaphus*)

Um macho dominante, de 140 quilogramas, em boa condição corporal (Ficha nº 26; Figura 33), foi anestesiado num dia de clima ameno, com o intuito de testar o uso deste protocolo em veados. O animal sofreu subdosagem anestésica e tardou 13 minutos a cair, mostrando resistência à anestesia. Os parâmetros de monitorização mantiveram-se estáveis ainda que se tenha verificado uma moderada depressão respiratória. Administrou-se atropina para controlo dos efeitos secundários da quetamina. Após 53 minutos de anestesia, foi administrado o antídoto e o animal despertou em menos de um minuto.



Figura 33 - Imobilização química de macho dominante do grupo de veados (*Cervus elaphus*) residentes no Badoca Safari Park, para efeitos de introdução no presente estudo. (Fotografia original)